



**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

Trabajo de graduación

**Dinámica temporal de moho azul
(*Peronospora tabacina* Adam) manejado con
fungicidas sintéticos en tabaco (*Nicotiana
tabacum* cv Habano Criollo 98), San Ramón,
Estelí 2018-2019**

AUTORES

Br. Harvin Antonio Rivera Orozco

Br. Ervin Rafael Martínez Arauz

ASESORES

Dr. Jorge Ulises Blandón Díaz

Ing.MSc. José Manuel Laguna Dávila

**Managua, Nicaragua
Marzo 2019**



**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

Trabajo de graduación

Dinámica temporal de moho azul (*Peronospora tabacina* Adam) manejado con fungicidas sintéticos en tabaco (*Nicotiana tabacum* cv Habano Criollo 98), San Ramón, Estelí 2018-2019

AUTORES

Br. Harvin Antonio Rivera Orozco

Br. Ervin Rafael Martínez Arauz

ASESORES

Dr. Jorge Ulises Blandón Díaz

Ing.MSc. José Manuel Laguna Dávila

Presentado al honorable tribunal examinador como requisito para optar al título de Ingeniero en Sistemas de Protección Agrícola y Forestal

Managua, Nicaragua

Marzo 2019

Hoja de aprobación del Tribunal Examinador

Este trabajo de graduación fue evaluado y aprobado por el honorable Tribunal Examinador designado por el Decanato de la Facultad de Agronomía como requisito parcial para optar al título profesional de:

Ingeniero en Sistemas de Protección Agrícola y Forestal

Miembros del Tribunal Examinador

Presidente

Secretario

Vocal

Lugar y Fecha: _____

INDICE DE CONTENIDO

SECCIÓN	PÁGINA
DEDICATORIA	i
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
INDICE DE CUADROS	iv
INDICE DE FIGURAS	v
INDICE DE ANEXOS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo general	3
2.2. Objetivos específicos	3
III. MATERIALES Y MÉTODOS	4
3.1. Ubicación del área de estudio	4
3.1. Diseño metodológico	4
3.1.1. Establecimiento del semillero	4
3.1.2. Diseño experimental	5
3.1.3. Manejo del experimento	7
3.2. Variables evaluadas	9
3.2.1. Variables de rendimiento	13
3.2.2. Variables epidemiológicas	9
3.3. Análisis de datos	11
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	15
4.1. Intensidad de moho azul (<i>Peronospora tabacina</i>)	15
4.1.2. Incidencia de moho azul	17
4.1.3. Severidad de moho azul	19
4.1.4. Área bajo la curva de progreso de moho azul (ABCPMA)	22
4.1.5. Tasa de incremento de la enfermedad	26
4.2. Patrón espacial del moho azul en el cultivar Habano Criollo 98	26
V. CONCLUSIONES	32
VI. RECOMENDACIONES	33
VII. LITERATURA CITADA	34
VIII. ANEXOS	37

DEDICATORIA

Con mucho amor y respeto dedico mi trabajo de tesis primeramente a **Dios** por haberme dado la fuerza e inteligencia para culminar mis metas que con muchos anhelos un día me propuse conseguir. Confía en el señor de todo corazón, y no en tu propia inteligencia. Reconócelo en todos tus caminos, y él allanará tus sendas (**Proverbios 3:5-6**).

A mis padres **Felipe Rivera Mendoza** y **María Jesús Orozco Ríos** que me dieron la vida, su apoyo moral, económico y espiritual para alcanzar esta meta y poder hacer de mi vida lo que siempre anhele, gracias por los consejos que me brindaron día a día para poder hacer de mi un hombre de bien y con valores.

A mis hermanos (as) **M^a Luisa, Xiomara, Martha, Ulises, Yadira, Maribel** que de una u otra manera me han brindado su apoyo incondicional a lo largo de mi vida, en especial **Miguel Ángel (QEPD)**, que sé que desde el cielo celebra con alegría cada uno de mis triunfos.

A mis **sobrinos (as)** y **cuñados (as)** por haberme brindado su apoyo.

Mi familia que Dios les bendiga y multiplique todas sus bondades. Que la felicidad de momentos como este nos permita soñar, y nos fortalezca en cada nueva meta que emprendamos; el éxito está en nuestras manos y sobre todo en las de Dios. Les quiero.

A mi compañero de tesis y amigo **Br. Ervin Rafael Martínez Arauz** por su confianza, tolerancia, apoyo oportuno en los momentos difíciles que compartimos como estudiantes y por el gran desempeño en el desarrollo de nuestra investigación.

A todas las personas que de alguna u otra manera influyeron en la culminación de mi carrera.

Br. Harvin Antonio Rivera Orozco

DEDICATORIA

A **Dios** por darme fortaleza en mis momentos de debilidad, por iluminarme, haberme dado sabiduría, y por las bendiciones recibidas en mi vida.

A mis padres; **Rafael Martínez Castillo, Filena Arauz Valladares**, por su apoyo incondicional. Son los seres más importantes de mi vida que con tanto amor, dedicación y sacrificio me incentivaron a dar lo mejor de mí durante el tiempo que curse mis estudios y les agradezco mucho que hayan confiado en mi persona.

A mi hermano **Isaí A. Martínez Arauz**, que desde el momento que nació, nacieron mis ganas de luchar para ofrecerles un futuro mejor y verlo llegar a ser un profesional.

A **Franklin Molina**, su esposa **Loly Gutiérrez** y sus **hijos** quienes fueron ángeles en mis momentos de Tristeza, me brindaron su apoyo incondicional.

A mis **tíos** y demás **familiares** que me brindaron su apoyo.

Al docente **Dr. Jorge Ulises Blandón Díaz** por motivarme para realizar esta investigación y por ser mi guía en todo este proceso, gracias por la paciencia y el tiempo dedicado.

A todas las personas dentro y fuera de la **UNA**, que de una u otra manera me brindaron su apoyo y me dieron palabras de aliento cuando estuve a punto de rendirme.

A mi compañero de tesis y amigo **Br. Harvin Antonio Rivera Orozco** por su confianza, tolerancia, apoyo oportuno en los momentos difíciles que compartimos como estudiantes y por el gran desempeño en el desarrollo de nuestra investigación.

A mis verdaderos amigos con los que compartí todo este proceso de mi formación profesional, son mi segunda familia.

El Principio de la sabiduría es el temor de jehová. Prov. 1; 7

Br. Ervin Rafael Martínez Arauz

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos infinitamente a **Dios** por darnos la vida, salud y sabiduría necesaria para culminar cada etapa de nuestra formación académica.

A nuestros padres y hermanos por habernos brindado su apoyo moral y económico siendo los pilares fundamentales para lograr nuestras metas.

El más sincero y especial agradecimiento a nuestros asesores **Dr. Jorge Ulises Blandón Díaz** e **Ing.MSc. José Manuel Laguna Dávila** por su apoyo su paciencia, dedicación, así como su disponibilidad para apoyar el desarrollo de esta investigación, la cual no hubiera sido posible sin su ayuda, que Dios les bendiga grandemente y les permita cosechar abundantes frutos de su buen trabajo.

Al **Ing. Noé Meza** representante de **BASF** por brindarnos sus valiosos aportes en el levantamiento de datos de campo para ser posible este trabajo.

A todos los docentes que nos compartieron sus conocimientos a lo largo de nuestra carrera, especialmente al **Lic. Luis Felipe Cardoza**, **Dr. Arnulfo Monzón Centeno** y el **Ing.MSc. Harold Arguello** por su confianza y ese gesto de amistad que los caracteriza.

A nuestros amigos Elvin Andrés Díaz Úbeda, Celio José Acuña Arauz, Erick Alberto Tercero Rivas, Barney Javier Dixon Smith, Jorge Alberto Fornos, Heysel Tatiana Coronado, José Enmanuel Meza, Eddy López, Edwin Antonio Gonzales Morales, Jonathan Josué Silva Castro, Bermang Saúl Vílchez, Alexander Canales, Walter Castellón, Orlando Sánchez, Elder Villarreyra, Marvin Pozo, Elvin Luna, por brindarnos la confianza e impulsarnos a lograr nuestros propósitos y que algunos de manera directa e indirectamente contribuyeron en la realización de este trabajo.

A la Universidad Nacional Agraria (**UNA**) por brindarnos la oportunidad de realizarnos como profesionales bajo esta alma mater.

Br. Harvin Antonio Rivera Orozco

Br. Ervin Rafael Martínez Arauz

INDICE DE CUADROS

CUADRO		PÁGINA
1.	Descripción de los tratamientos (dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG) que se evaluaron para el manejo de moho azul (<i>P. tabacina</i> Adam) en el cultivo de tabaco	5
2.	Dosis en gramos del fungicida (Cabrio team 18.7 WG) en diferentes momentos y formas de aplicación por cada tratamiento en estudio para la evaluación del manejo de moho azul (<i>P. tabacina</i> Adam) en el cultivo de tabaco	8
3.	Escala para la estimación de severidad de moho azul (<i>P. tabacina</i> Adam) en el cultivo de tabaco	10
4.	Promedio de incidencia (%) de moho azul manejado con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF).	19
5.	Criterios para la selección del modelo Gompertz como el modelo que mejor ajustó los datos del progreso temporal de moho azul en el cultivo de tabaco cv. Habano 98.	26
6.	Parámetro de dispersión utilizado para estimar el patrón de dispersión de moho azul en el cultivo de tabaco	27
7.	Peso fresco (kg ha^{-1}) obtenido en cada uno de los tratamientos evaluados a través del tiempo (ddt)	29
8.	Peso seco (kg ha^{-1}) obtenido en cada uno de los tratamientos evaluados a través del tiempo (ddt)	30

INDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÁGINA
1.	Localización del área experimental en finca San Ramón, departamento de Estelí	4
2.	Síntomas iniciales donde se observan manchas amarillas y necróticas (A) y formación de moho grisáceo con estructuras reproductivas (B)	15
3.	Estructuras reproductivas (esporangios) de <i>P. tabacina</i> (A) y esporangióforos en forma de árbol (B)	16
4.	Incidencia (%) de moho azul en tratamientos con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF)	17
5.	Curva de progreso de la incidencia de moho azul manejado con el fungicida Cabrio Team 18.7 WG y otros fungicidas	18
6.	Promedio de severidad (%) de moho azul manejado con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF)	20
7.	Curva de progreso de la severidad de moho azul manejado con el fungicida Cabrio Team 18.7 WG y otros fungicidas	21
8.	Promedio de severidad (%) de moho azul manejado con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF). Con intervalos de 7 días desde los 27 ddt hasta los 83 ddt	22
9.	Área bajo la curva de progreso de moho azul (ABCPMA) para los tratamientos con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF)	23
10.	Área bajo la curva de progreso de moho azul (ABCPMA) para la interacción tratamientos × días después del trasplante (ddt)	24
11.	Área bajo la curva de progreso de moho azul para la severidad de moho azul en tratamientos con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF)	25

FIGURA		PÁGINA
12.	Valores de rendimiento promedio de peso fresco en (kg ha^{-1}) de tabaco cv. Habano criollo 98 a través del tiempo.	28
13.	Valores de rendimiento promedio de peso seco en (kg ha^{-1}) de tabaco cv. Habano criollo 98 a través del tiempo (ddt)	30

INDICE DE ANEXOS

ANEXO		PÁGINA
1.	Plano de campo del experimento donde se evaluaron diferentes fungicidas para el manejo de moho azul (<i>P. tabacina</i> Adam)	37
2.	Formato para el registro de datos de incidencia de moho azul (<i>P. tabacina</i> A.) en la finca San Ramón, Estelí	38
3.	Formato para el registro de datos de severidad de moho azul (<i>P. tabacina</i> A.)	39
4.	Valores de los parámetros de los modelos exponencial (E), monomolecular (M), logístico (L) y gompertz (G) utilizados para estimar la tasa de incremento de la enfermedad moho azul	40

RESUMEN

El tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) es un cultivo comercial importante valorado por su hoja que contiene varios fitoquímicos importantes, incluida la nicotina. Este cultivo representa la fuente de ingreso de millones de personas en todo el mundo. La enfermedad conocida como moho azul (*Peronospora tabacina* Adam) es el principal problema fitosanitario del cultivo de tabaco a nivel mundial. Por consiguiente, el presente estudio tuvo como objetivo, contribuir al fortalecimiento de la producción de tabaco a través de generación de información relacionada con la epidemiología de la enfermedad y su manejo mediante el uso de fungicidas sintéticos. Se estableció un experimento con diseño de bloques completos al azar, con cuatro tratamientos y cuatro repeticiones. Los tratamientos consistieron en la aplicación del fungicida Cabrio Team 18.7 WG en tres dosis, las cuales se constituyeron en tres tratamientos y un cuarto tratamiento fue el manejo convencional de la finca. Se evaluaron variables de rendimiento y variables epidemiológicas. El análisis de varianza encontró diferencias significativas entre los tratamientos evaluados con respecto a la incidencia y severidad de moho azul. El modelo que mejor ajustó los datos de progreso temporal de la enfermedad fue el modelo Gompertz por lo tanto permitió conocer la tasa de progreso de la enfermedad. El análisis de varianza no detectó diferencias significativas entre tratamientos en cuanto al rendimiento promedio en peso seco, sin embargo, en el manejo de finca el rendimiento fue más alto. De manera general se concluye que el mejor tratamiento fue el manejo de finca ya que influyó negativamente sobre el progreso temporal de moho azul e influyó positivamente sobre el rendimiento.

Palabras claves: Oomicetes, progreso temporal, epidemiología, modelos

ABSTRACT

Tobacco (*Nicotiana tabacum* L.) is an important commercial crop valued for its leaf that contains several important phytochemicals, including nicotine. This crop represents the source of income for millions of people around the world. The disease known as blue mold (*Peronospora tabacina* Adam) is the main phytosanitary problem of tobacco cultivation worldwide. Therefore, the objective of this study was to contribute to the strengthening of tobacco production through the generation of information related to the epidemiology of the disease and its management through the use of synthetic fungicides. An experiment with randomized complete block design was established, with four treatments and four repetitions. The treatments consisted of the application of the fungicide Cabrio Team 18.7 WG in three doses, which were constituted in three treatments and a fourth treatment was the farm conventional management. Yield and epidemiological variables were evaluated. The analysis of variance found significant differences between the treatments evaluated with respect to the incidence and severity of blue mold. The model that best adjusted the data of the disease temporal progress was the Gompertz model, therefore it allowed to know the rate of the disease progress. The analysis of variance did not detect significant differences between treatments in terms of average yield expressed as dry weight, however, in the treatment with conventional management the yield was higher. In general, it can be concluded that the best treatment was the conventional management, since it negatively influenced the temporary progress of blue mold and positively influenced the yield.

Key words: Oomycetes, temporal progress, epidemiology, models

I. INTRODUCCIÓN

El tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) es un cultivo comercial valorado por su hoja que contiene varios fitoquímicos importantes, incluida la nicotina. Botánicamente, el tabaco pertenece al género *Nicotiana*, siendo *Nicotiana tabacum* y *Nicotiana rustica* las dos especies comercialmente cultivadas. Convencionalmente, el tabaco se utiliza en la fabricación de cigarrillos, mezclas aromáticas para mascar, cigarros, pasta de tabaco y otros derivados. Algunas de las características únicas de la planta de tabaco son que crece incluso en suelos inadecuados para otros cultivos; resiste las variaciones del clima; es menos propensos al ataque de plagas insectiles; es un excelente modelo para la investigación biológica y una valiosa fuente de muchos fitoquímicos con aplicaciones agrícolas e industriales beneficiosas para la humanidad. Debido a que la línea de vida económica de millones de personas en todo el mundo depende del tabaco, este cultivo debería aprovecharse para usos potencialmente alternativos (Sarala *et al.*, 2013).

En Nicaragua las principales zonas productivas se encuentran en los departamentos de Estelí y Nueva Segovia, de las cuales se obtiene más del 80% de la producción. En la isla de Ometepe también se cultiva tabaco, pero a menor escala (BCN, 2018). En el año 2018, Nicaragua exportó 4,644 toneladas de tabaco en rama y 855.4 toneladas de puros elaborados, los que en su conjunto significaron US\$ 67, 224, 094.3 (CETREX, 2018). El sector tabaco en el país representa más de 35 mil empleos directos permanentes, y alrededor de 160 mil empleos indirectos especialmente en el departamento de Estelí, convirtiéndose así en la principal fuente de empleo y contribuyente al desarrollo económico y social del departamento (BCN, 2018).

El principal problema fitosanitario en el tabaco es la enfermedad moho azul, causada por el oomicete *Peronospora tabacina*. Este patógeno pertenece al Reino Chromista (Straminipila), Clase Oomicetes, Orden Peronosporales, Familia Peronosporaceae, Género *Peronospora* y Especie *Peronospora tabacina* (Borrás-Hidalgo *et al.*, 2010). En países como Estados Unidos y Canadá se reportan pérdidas anuales debidas al moho azul que sobrepasan los US\$200 millones (Heist *et al.*, 2002; Wu *et al.*, 2015).

Hay dos formas básicas en que el patógeno se mueve alrededor. El primero es por esporas transportadas por el viento (Davis y Monahan, 1991; Lucas, 1980) y el segundo es por el movimiento de personas y de trasplantes de tabaco infectados (Aylor, 1986).

Las epidemias de moho azul suelen ser cíclicas y progresivas; una vez establecidos, avanzan como un frente más o menos definible a través de esporas transmitidas por el viento. La diferencia entre los frentes epidémicos continuos y discontinuos está relacionada con los patrones de dispersión del inóculo, el clima localizado, la densidad y la agregación espacial de los campos de tabaco dentro de una región de producción, y los programas de siembra. El patógeno es un prolífico productor de esporas; se ha estimado que 500 hectáreas de tabaco severamente infectado por moho azul pueden producir aproximadamente 6.44×10^{13} esporas por día (Aylor, 1986).

Actualmente, el moho azul es manejado mediante la aplicación repetida de dimetomorfo, azoxistrobina y mancozeb. Los dos primeros son fungicidas localmente translaminares y el tercero es un fungicida protector. La falta de actividad sistémica completa requiere una aplicación repetida y una cobertura completa de la planta, lo que puede ser difícil de lograr (LaMondia *et al.*, 2001; LaMondia, 2008).

La mezcla de fungicidas con diferente modo de acción constituye una estrategia viable para el manejo del moho azul en tabaco. En este sentido, Cabrio Team 18.7 WG (dimetomorfo 12% + piraclostrobina 6.7%), es un fungicida que combina dos modos de acción diferentes. Por un lado, el dimetomorfo actúa sobre la enzima celulosa sintetasa, inhibiendo la biosíntesis de fosfolípidos parte fundamental de la estructura de la pared celular de hongos y oomicetes. Por otro lado, el piraclostrobina actúa inhibiendo la respiración celular de hongos y oomicetes a nivel mitocondrial e impide la producción normal de energía necesaria para sus actividades metabólicas (Pavelková *et al.*, 2014). Por lo tanto, en el presente estudio este fungicida junto con otros fungicidas fue utilizado con el objetivo de determinar su efecto sobre variables epidemiológicas (intensidad y patrón de dispersión de la enfermedad) y el rendimiento de tabaco cv. Habano Criollo 98.

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

- Contribuir en el fortalecimiento del sistema de producción del cultivo de tabaco a través de la generación de información epidemiológica del moho azul (*Peronospora tabacina* Adam) y su manejo con fungicidas sintéticos en la Finca San Ramón, Estelí.

2.2. Objetivos específicos

- Describir los síntomas de *P. tabacina* en el follaje a nivel de campo y las estructuras morfológicas típicas del patógeno en laboratorio.
- Determinar la intensidad temporal de moho azul (*P. tabacina* Adam) en el cultivar Habano Criollo en la Finca San Ramón, Estelí.
- Determinar el patrón espacial del moho azul en el cultivar Habano Criollo en la Finca San Ramón, Estelí.
- Determinar el rendimiento en peso fresco y peso seco de tabaco cultivar Habano Criollo 98 manejado con diferentes dosis del fungicida Carbrio Team 18.7 WG.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del área de estudio

El presente estudio se estableció en la época de verano, febrero 2018 bajo sistema de riego por aspersión, riego vivo y riego minado, en la empresa tabacalera Perdomo de Nicaragua S.A, específicamente en la finca San Ramón ubicada a 2 km del departamento de Estelí, salida hacia Condega (Figura 1). Esta zona se caracteriza por presentar precipitaciones entre 700-900 mm anuales, temperaturas que oscilan entre 18-25°C y altitud de 820 msnm. El sitio se encuentra en las coordenadas 13°06'58.04" Latitud Norte y 86°21'39.37" Longitud Oeste.

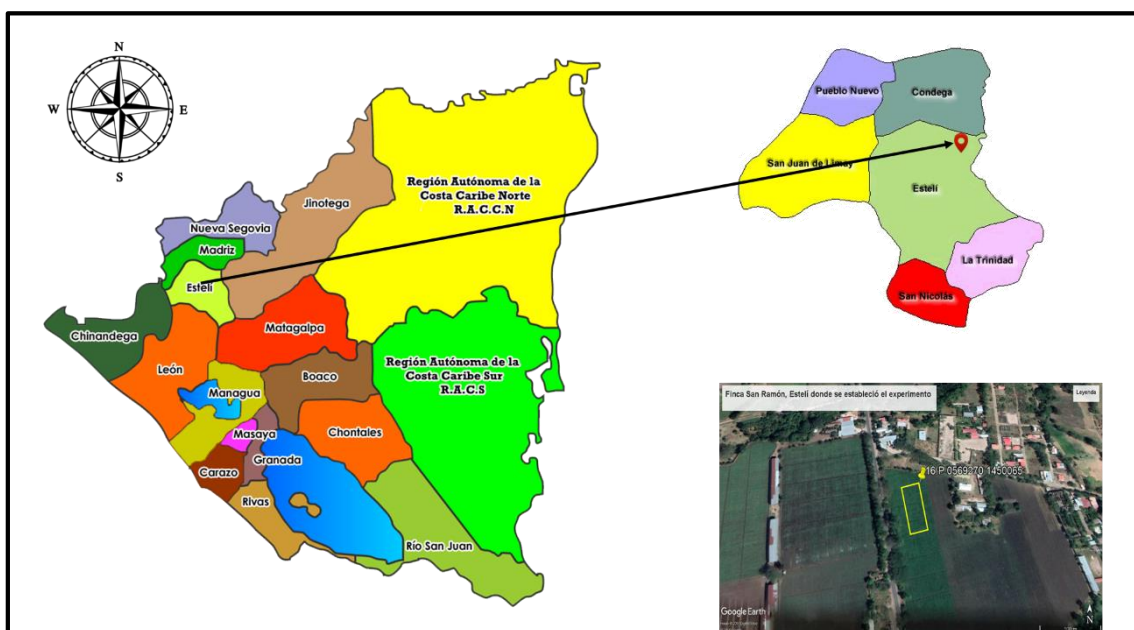


Figura 1. Localización del área experimental en finca San Ramón, departamento de Estelí.

3.1. Diseño metodológico

3.1.1. Establecimiento del semillero y manejo del semillero

Las plántulas de tabaco se produjeron en condiciones controladas (invernaderos), donde se colocaron 35 bandejas y se llenaron con sustrato Lambert (Formunica ®), posteriormente en una regadera llena con agua se depositaron 2 onzas de semillas de tabaco y se procedió a regar las bandejas, depositando en cada orificio de la bandeja de 15 – 20 semillas las cuales una vez germinadas se procedió a hacer un raleo, dejando en

cada orificio solamente una plántula, para obtener en total 60 plántulas por bandejas, para un total de 2100 plántulas.

Posterior a esto se realizaron aplicaciones de productos estimulantes o enraizadores tales como ProRoot, el cual se aplicó a los 6 (ddg) a razón de 0.5 kg ha⁻¹ y a los 10 y 15 ddg se aplicó 18-46-0 (N-P-K) a razón de 2.3 kg ha⁻¹ diluidos en 200 litros de agua. Para ayudar al desarrollo vegetativo de las plántulas se utilizaron fórmulas tales como 20-20-20 (N-P-K) a razón de 1 kg ha⁻¹ aplicado a los 20 ddg y 18-6-18 (N-P-K) a razón de 1 kg ha⁻¹ aplicado a partir de los 25 ddg.

Para el control de enfermedades fungosas se aplicaron fungicidas preventivos como Phytan 24 SA (sulfato de cobre pentahidratado ®), Forum 15 DC (dimetomorfo ®), a razón de 750 ml ha⁻¹ y 400 ml ha⁻¹ respectivamente. Para el manejo de enfermedades bacterianas se aplicó Agri-Micin 16.5 WP (estreptomicina y terramicina ®) a razón de 250 g ha⁻¹ aplicado a los 6 y 19 ddg. En el manejo de plagas insectiles se aplicaron insecticidas tales como Muralla Delta 190 OD (imidacloprid + deltametrina ®) a razón de 300 ml ha⁻¹ con intervalos de 12 días.

3.1.2. Diseño experimental

El establecimiento del ensayo se realizó en la primera semana de febrero del año 2018, se utilizó un diseño en bloques completos al azar (BCA) con 4 tratamientos y 4 repeticiones para un total de 16 unidades experimentales (UE). Cada UE estuvo constituida de tres hileras, con un largo de 8 m. La distancia entre hilera fue de 0.9 m y entre planta de 0.28 m., para obtener una densidad de 39,057 plantas por hectárea (ha). El tamaño de la parcela experimental fue de 21.6 m² y el de la parcela útil de 7.2 m², para un área total de 345.6 m² en todo el experimento. La descripción de los tratamientos se presenta en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Descripción de los tratamientos (dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG) que se evaluaron para el manejo de moho azul (*P. tabacina* Adam) en el cultivo de tabaco.

Tratamientos	Producto comercial	Ingrediente activo	Dosis ¹
T1	Cabrio Team 18.7 WG	Dimetomorfo 12% + Piraclostrobina 6.7%	750
T2	Cabrio Team 18.7 WG	Dimetomorfo 12% + Piraclostrobina 6.7%	850
T3	Cabrio Team 18.7 WG	Dimetomorfo 12% + Piraclostrobina 6.7%	1000
T4	Varios	Manejo de finca	Varias*

¹Dosis = gramos del producto en 200 litros de agua.

A continuación, se hace una descripción de los fungicidas utilizados en el Tratamiento 4 (T4-MF), designado como manejo de finca:

- Arpia 72 WP* (cymoxanil + mancozeb ®), pertenece al grupo químico de las acetamida-ditiocarbamato, su modo de acción es preventivo y curativo – sistémico y de contacto, dosis de aplicación 2 kg ha⁻¹.
- Trivia 72.7 WP* (fluocopicolide + propineb ®), pertenece al grupo químico de las acy picolide-ditiocarbamato, su modo de acción es de contacto y traslaminar, dosis de aplicación 1.2 kg ha⁻¹.
- Mastercop 25 SC* (sulfato de cobre pentahidratado ®), pertenece al grupo químico de los inorgánicos, su modo de acción es preventivo, inhibe la germinación y destrucción de la pared celular de los hongos y las bacterias dosis de aplicación 500 ml ha⁻¹.
- Revus 25 SC* (mandipropamid ®), pertenece al grupo químico de las mandelamidas, su modo de acción es traslaminar, inhibe la germinación de las zoosporas y esporangios, dosis de aplicación 400 ml ha⁻¹.
- Forum 15 DC* (dimethomorph ®), pertenece a la familia de los derivados de ácido cinámico, su modo de acción es curativo y preventivo, así como una actividad traslaminar y sistemicidad local, es un fungicida que rompe totalmente la pared del hongo, dosis de aplicación 500 ml ha⁻¹.

El modelo lineal utilizado para el diseño de bloques completos al azar fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \varepsilon_{ij}$$

Donde, Y_{ij} = una observación del tratamiento i en el bloque j ; μ = la media general del experimento; α_i = el efecto de los tratamientos; β_j = el efecto de los bloques; ε_{ij} = el efecto del error.

3.1.3. Manejo del experimento

Las unidades experimentales se rotularon para identificar cada una de las parcelas y de esta manera se consiguió realizar las aplicaciones correspondientes por cada tratamiento, por consiguiente, se logró una recolección de datos exactos en cada unidad experimental.

La preparación del suelo se realizó de forma mecanizada, aplicando el sistema de labranza convencional, haciéndose dos pases cruzados de arado, cuatro pases cruzados de romplon, dos pases cruzados de grada para nivelar el terreno y por último la surcadora para el trasplante de las plántulas de tabaco.

Antes del trasplante, las plántulas crecieron durante 35 días en el semillero con una altura promedio de 18 centímetros (cm) y buena consistencia del tallo (2 mm), la variedad de tabaco que se utilizó en este ensayo fue habano criollo 98. Antes del trasplante se realizó una inmersión de las plántulas en una solución de 375 g de Cabrio Team (dimetomorfo 12% + piraclostrobina 6.7%) disuelto en un volumen de 100 litros de agua. El trasplante se realizó de forma manual, utilizando las medidas adecuadas dispuestas en el plano de campo Anexo 1.

Durante el crecimiento de las plántulas se realizaron actividades culturales como aporques a los 5, 15, 25 días después del trasplante (ddt), lo cual se realizó después de cada fertilización para fijar mejor la planta.

Durante el crecimiento de las plántulas se realizaron actividades culturales como aporque a los 25 días después del trasplante (ddt) realizándose después de la fertilización, esto se hizo con el propósito de fijar mejor la planta y darle un mejor aprovechamiento al fertilizante. Se hicieron aplicaciones preventivas para el control de plagas tales como: gusano gris o rosquilla (*Agrotis segetum*), trips (*Thrips tabaci*), mosca blanca (*Bemisia tabaci*) con insecticidas como Dipel 6.4 WG (*Bacillus thuriangiensis* var. *Kurstaki* ®), Oberon 24 SC (spiromesifen ®) y Allectus 30 SC (bifentrina + imidacloprid ®) a razón de 750 g ha⁻¹, 350 ml ha⁻¹ y 300 ml ha⁻¹ respectivamente.

Para el manejo de moho azul se utilizó el producto en estudio (Cabrio Team 18.7 WG), el cual está compuesto por dos ingredientes activos; dimetomorfo que actúa de manera sistémica, interfiriendo en los procesos de formación de la pared celular y piraclostrobina su modo de acción es traslaminar actuando en la respiración mitocondrial del patógeno,

este fungicida también tiene un efecto AgCelence® el cual tiene un incremento en la fotosíntesis neta (o también llamada líquida) de la planta, reduce la producción de etileno, mejora la asimilación del nitrógeno a través del aumento de la actividad de la enzima nitrato reductasa y la inducción de resistencia a virus y bacterias. Las aplicaciones de este fungicida se realizó en dos formas y momentos de aplicaciones (al drench y foliar) en diferentes concentraciones según lo expuesto en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Dosis en gramos del fungicida (Cabrio team 18.7 WG) en diferentes momentos y formas de aplicación por cada tratamiento en estudio para la evaluación del manejo de moho azul (*P. tabacina* Adam) en el cultivo de tabaco.

Tipo de Producto	Momento de aplicación ddt	Forma de Aplicación	Dosis g T1	Dosis g T2	Dosis g T3
Cabrio team 18.7 WG	6	Drench	2250	2550	3000
	17	Foliar	750	850	1000
	25	Foliar	750	850	1000

La dosis del fungicida al drench se disolvió en 600 litros de agua y para las aplicaciones foliares se utilizó un volumen de agua de 200 litros. A las aplicaciones foliares se le adicionó BreakThru para mejorar la velocidad de penetración y eficacia del producto.

Entre los 45 y 50 ddt aparecieron las inflorescencias, iniciando en estas fechas el deshije y desbotonado; se utilizando Play flux (desinfectante) para evitar el crecimiento microbiano en la herida de la planta y para inhibir el crecimiento de nuevas yemas apicales, definiéndose por planta 14 hojas promedio, esta práctica se realizó con el propósito de darle mayor consistencia a las hojas en todas las parcelas.

La fertilización se conformó de manera fraccionada, con la fórmula base de NPK (14.90–10–19.34) + 5.66 S + 0.3 B + 0.25 Zn, aplicada a los 5 y 15 ddt a razón de 409 kg ha⁻¹, respectivamente. La tercera aplicación se realizó con la fórmula 23-0-24 (nitrato de potasio) a los 25 ddt a razón de 272 kg ha⁻¹. El control de malezas se realizó de forma manual con azadón a los 10 ddt, seguido de un pase con bueyes a los 25 ddt.

El primer riego se realizó al momento del trasplante y a los 2 ddt se hizo un riego por aspersion, seguido por tres riegos vivos a los 4, 6 y 8 ddt, finalizando con riegos minados a intervalos de 3 días. El riego vivo consistió en aplicar agua al pie de la planta a través

de una manguera. En el riego minado se construyen diques de retención de agua en medio de los surcos, lo cual se hace cada dos calles o espacios entre surcos.

3.2. Variables evaluadas

3.2.1 Descripción de síntomas y estructuras morfológicas de *P. tabacina*

Se realizó un reconocimiento de los síntomas de la enfermedad en campo, se recolectaron muestras de hojas con presencia del patógeno, seguidamente se envolvieron en papel periódico humedecido y se guardaron en termo, luego fueron llevadas al Laboratorio de Microbiología de la Universidad Nacional Agraria, para la respectiva verificación del patógeno, para verificar si los síntomas evidentes en campo son de *P. tabacina* se realizó un montaje al microscopio, realizando el siguiente procedimiento: con un pincho esterilizado se obtuvo micelio del hongo y se colocó en el porta objeto, se le adiciono una gota de lactofenol y se colocó el cubre objeto y se procedió a observar las estructuras con el lente de 10x.

3.2.2 Variables epidemiológicas

a) Incidencia

La incidencia se evaluó semanalmente en todas las plantas desde el trasplante hasta el período en que inició la cosecha. Para medir esta variable se utilizó la fórmula propuesta por James (1974):

$$Incidencia = \frac{\text{Número de plantas afectadas}}{\text{Número total de plantas evaluadas}} \times 100$$

En el Anexo 2 se encuentra el formato que se utilizó para el registro de datos de incidencia del moho azul.

b) Severidad

Para la toma de datos de severidad se muestrearon cinco plantas en el surco central de cada tratamiento y al centro del surco, donde por planta se tomaron seis hojas como puntos fijos, tomando dos hojas por estrato (bajo, medio y alto). Estos datos se colectaron a partir de los 30 ddt semanalmente. Para el registro de la severidad se utilizó la escala de Krsteska *et al.*, (2015; Cuadro 3):

Cuadro 3. Escala para la estimación de severidad de moho azul (*P. tabacina* Adam) en el cultivo de tabaco, se usó la escala propuesta por Krsteska *et al.*, (2015)

Clase	Porcentaje de área afectada
0	0 – 0.6
1	0.6 – 3
2	3 – 6
3	6 – 12
4	12 – 25
5	25 – 50
6	50 – 75
7	75 – 87
8	87 – 93
9	93 – 97
10	97 – 100
11	100

c) Área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE)

Se utilizaron los valores de severidad de la enfermedad para calcular el ABCPE con la ecuación (Shaner y Finney, 1977):

$$ABCPE = \sum_{i=1}^{n-1} \left(\frac{y_i + y_{i+1}}{2} \right) (t_{i+1} - t_i)$$

Donde, n es el número de observaciones, y_i es la evaluación de la enfermedad i -ésima observación, y_{i+1} es la evaluación en la $i+1$ -ésima observación (segunda, tercera, etc.) y t es el tiempo (inicial y posterior). El formato para el registro de severidad se encuentra en el Anexo 3.

d) Tasa de incremento de la enfermedad

Los datos de severidad de *P. tabacina* Adam., se graficaron con respecto al tiempo para obtener las curvas de progreso de la severidad del patógeno y se ajustaron a cuatro modelos linealizados: i) exponencial, $\ln(y) = \ln(y_0) + r_{Et}$; monomolecular, $\ln[1/(1-y)] = \ln[1/(1-y_0)] + r_{Mt}$; logístico, $\ln[y/(1-y)] = \ln[y_0/(1-y_0)] + r_{Lt}$; y Gompertz, $-\ln[-\ln(y)] = -\ln[-\ln(y_0)] + r_{Gt}$. Los criterios para determinar cuál de los modelos ajusta mejor los datos del progreso de la enfermedad fueron el coeficiente de determinación (R^2), significancia estadística ($Pr > F$), cuadrado medio del error (CME). El modelo que mejor ajuste a los datos de progreso temporal de la enfermedad, permitirá conocer la tasa de progreso de enfermedad o la velocidad del progreso temporal de la enfermedad (Campbell y Madden, 1990).

3.3 Análisis de datos

Se elaboró una base de datos en Excel de acuerdo a los períodos establecidos para la recolección de los datos. Se realizó un análisis de varianza (ANDEVA) sobre las variables evaluadas. Cuando se encontraron diferencias significativas en los tratamientos, estos se sometieron a pruebas posteriori para detectar entre cuales tratamientos había diferencias significativas. Para el procesamiento de los datos se utilizaron los programas estadísticos; Infostat (2008) y SAS versión 9.1.3. (SAS Institute).

El patrón espacial del moho azul se determinó a través del Índice de dispersión (relación varianza: media), la distribución de frecuencias de Poisson y la distribución de frecuencias binomial negativa. Esto se hizo a fin conocer si el patrón espacial de la enfermedad era aleatorio o agregado durante el período del estudio.

a) Índice de dispersión

Este índice se calculó para los conteos de plantas enfermas por fecha de evaluación, lo cual dio como resultado una cuadrícula la que fue procesada con la ayuda de las fórmulas suministradas en una hoja de Excel. La fórmula para el cálculo de este índice es; (Costa *et al.*, 2010):

$$D = \frac{s^2}{\bar{x}} \text{ (Ecuación 1)}$$

Donde, s^2 es la varianza de la muestra y \bar{x} es la media de la muestra de los conteos de plantas enfermas. Una prueba estadística de Ji-cuadrado se calculó como $(N - 1)D$, donde N es el número conteos (7 fechas \times 4 repeticiones), para probar si D es significativamente diferente de 1, lo cual indicaría un desviación de la aleatoriedad. Se comparó este valor de Ji-cuadrado con la distribución Ji-cuadrado tabulado con $N - 1$ grados de libertad (gl). Si la probabilidad resultante era $P < 0.05$, entonces el patrón de la enfermedad no era aleatorio.

b) Distribución de Poisson (patrón aleatorio)

Bajo la hipótesis nula de que el moho azul se encontraba en arreglo aleatorio, la frecuencia esperada (proporción) de un determinado conteo de plantas enfermas se calculó a través de la fórmula (Sokal y Rohlf, 2012):

$$P(x) = \frac{e^{-\lambda} \lambda^x}{x!} \quad (\text{Ecuación 2})$$

Donde, “ x ” es el número de plantas enfermas por conteo y λ es un parámetro que puede ser calculado por la media de la muestra, \bar{x} . La bondad de ajuste de la distribución de Poisson a los datos de frecuencia observados se realizó con una prueba de Ji-cuadrado. Se usaron las frecuencias observadas y esperadas de los diferentes conteos para calcular un estadístico de prueba Ji-cuadrado con la ecuación:

$$\chi^2 = \sum_{i=1}^n \frac{(O - E)^2}{E} \quad (\text{Ecuación 3})$$

Donde O es el número observado de individuos en cada una de las clases (conteos), E es el número esperado de individuos en cada una de las clases, y n es el número de conteos de clases. Para calcular la probabilidad de observar un valor igual o mayor que el χ^2 si la hipótesis nula es verdadera (es decir, las plantas enfermas están en un arreglo aleatorio) con $n - 2$ grados de libertad, se usó la función estadística DISTR.CHICUAD.CD (χ^2 , $n - 2$) de Excel. Si la probabilidad resultante, P , era mayor o igual a 0.05, se podía concluir que la distribución de Poisson suministra un buen ajuste a los datos de frecuencia observados y por lo tanto el arreglo espacial de la enfermedad en la parcela es aleatorio.

c) Distribución binomial negativa (patrón agregado)

El número esperado (proporción) de plantas enfermas en un conteo dado por período de tiempo evaluado se calculó a través de la fórmula (Sokal y Rohlf, 2012):

$$P(x) = \binom{x+k-1}{k-1} p^k (1-p)^x = \frac{(x+k-1)!}{(k-1)! x!} p^k (1-p)^x \quad (\text{Ecuación 4})$$

Donde “ x ” es el número de plantas enfermas encontradas en un cada uno de los conteos, p y k son parámetros. El parámetro “ k ” tiene un rango de cero a infinito positivo y puede ser interpretado como un parámetro de agregación. Conforme “ k ” disminuye, el grado de agregación se incrementa, y conforme “ k ” se incrementa, el grado de agregación disminuye. A medida que “ k ” se acerca al infinito, la binomial negativa se reduce a la distribución de Poisson. El parámetro “ p ” se puede estimar mediante \bar{x}/s^2 . El parámetro “ k ” puede ser calculado de forma más sencilla usando el estimador de momento que se calcula con la fórmula:

$$\hat{k} = \frac{\bar{x}}{\left(\frac{s^2}{\bar{x}} - 1\right)} \quad (\text{Ecuación 5})$$

La prueba estadística de Ji-cuadrado se calculó con la ecuación 3 como se hizo en el caso de la distribución de Poisson. Para calcular la probabilidad de observar un valor igual o mayor que el Ji-cuadrado si la hipótesis nula es verdadera (es decir, las plantas enfermas están en arreglo aleatorio) con $n - 3$ grados de libertad, donde “ n ” es el número de clases (conteos), se usó la función estadística DISTR.CHICUAD.CD ($\chi^2, n - 3$) de Excel. Si $P \geq 0.05$, entonces el arreglo espacial de las plantas enfermas en la parcela era agregado. En caso contrario, si $P < 0.05$, esto indicaría que el arreglo espacial de las plantas enfermas no era agregado.

3.4 Variables de rendimiento

- a) El peso fresco (PF) se evaluó a los 62, 66, 70 y 90 ddt, cortando un total de tres hojas por cada fecha establecida. El peso fresco se extrapola a kg ha^{-1} mediante la siguiente ecuación (Khan *et al.*, 2008):

$$PF = \frac{(PF \text{ parcela}^{-1}) \times 10000 \text{ m}^2}{21.6 \text{ m}^2}$$

Donde, PF = rendimiento de peso fresco; 10000 = factor de conversión a hectárea

- b) El peso seco (PS) se evaluó a los 30 días después del corte (ddc), para los dos primeros cortes, para el tercero y cuarto corte la evaluación de peso seco se realizó a los 45 ddc, en la galera secadora se ponía carbón encendido debajo de los cujes donde estaba ensartado el tabaco, la temperatura que se manejaba era de 70° C, esto se realizaba con intervalos de cuatro días, con el fin de deshidratar las hojas de tabaco. El peso seco (PS) se extrapola a kg ha⁻¹ mediante la siguiente ecuación (Khan *et al.*, 2008):

$$PS = \frac{(PS \text{ parcela}^{-1}) \times 10000 \text{ m}^2}{21.6 \text{ m}^2}$$

Donde, PS = rendimiento de peso seco; 10000 = factor de conversión a hectárea.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Síntomas y estructuras de *P. tabacina* Adam

Inicialmente, se realizó un reconocimiento de los síntomas de la enfermedad en el campo y luego se procedió a verificar su identidad a través de un examen microscópico de las estructuras típicas del patógeno, tales como esporangios y esporangióforos. El patógeno generalmente causa lesiones localizadas en las hojas del tabaco que aparecen como manchas amarillas simples o en grupos, que a menudo se unen para formar áreas necróticas de color marrón claro. Algunas de las hojas presentan moho grisáceo a azulado en las superficies inferiores (Figura 2). Las hojas enfermas pueden retorcerse, de manera que las superficies inferiores giran hacia arriba. En tales casos, el color azulado de las plantas enfermas se hace bastante visible, especialmente en condiciones de humedad cuando la esporulación es abundante. De ahí el nombre de la enfermedad: moho azul (Borrás-Hidalgo *et al.*, 2010).

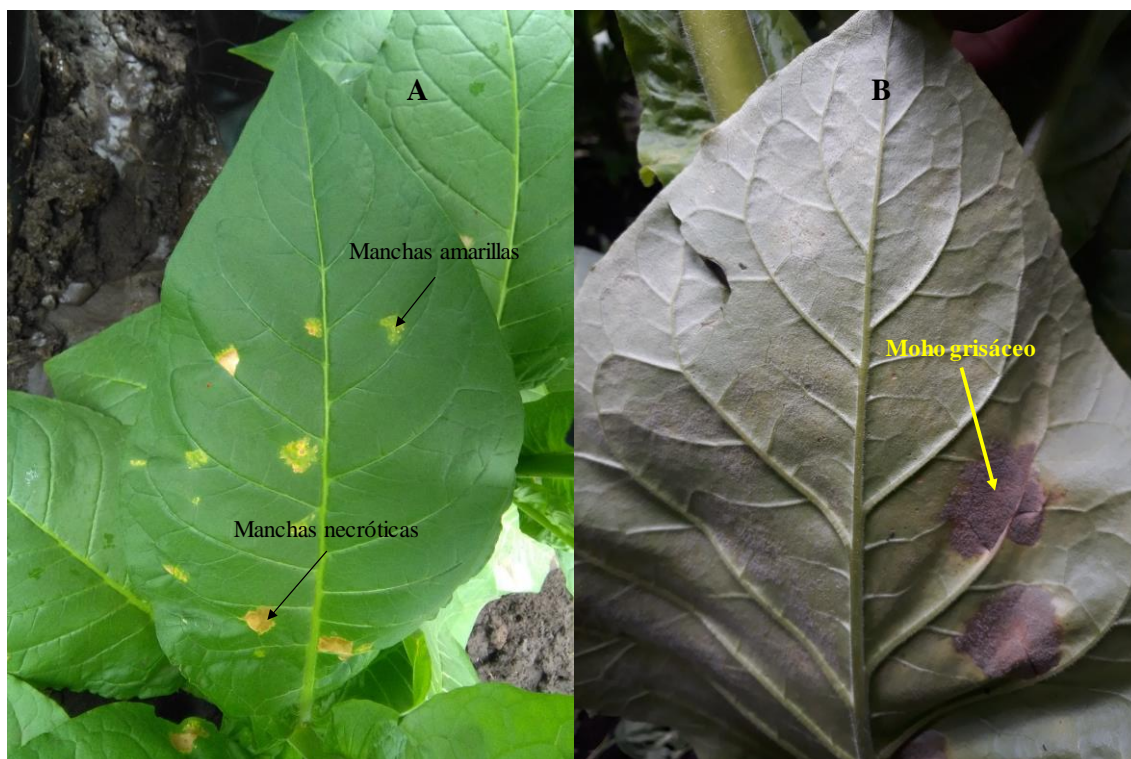


Figura 2. Síntomas iniciales donde se observan manchas amarillas y necróticas (A) y formación de moho grisáceo con estructuras reproductivas (B).

El patógeno produce dos tipos de estructuras reproductivas, esporangios y oosporas. Los esporangios son hialinos en forma de limón (15 x 25 μm) sostenidos en esporangióforos en forma de árbol, ramificados (bifurcados) dicotómicamente y terminan en ápices agudos y encurvados (Muiño García y González Guardiola, 2009) (Figura 3).

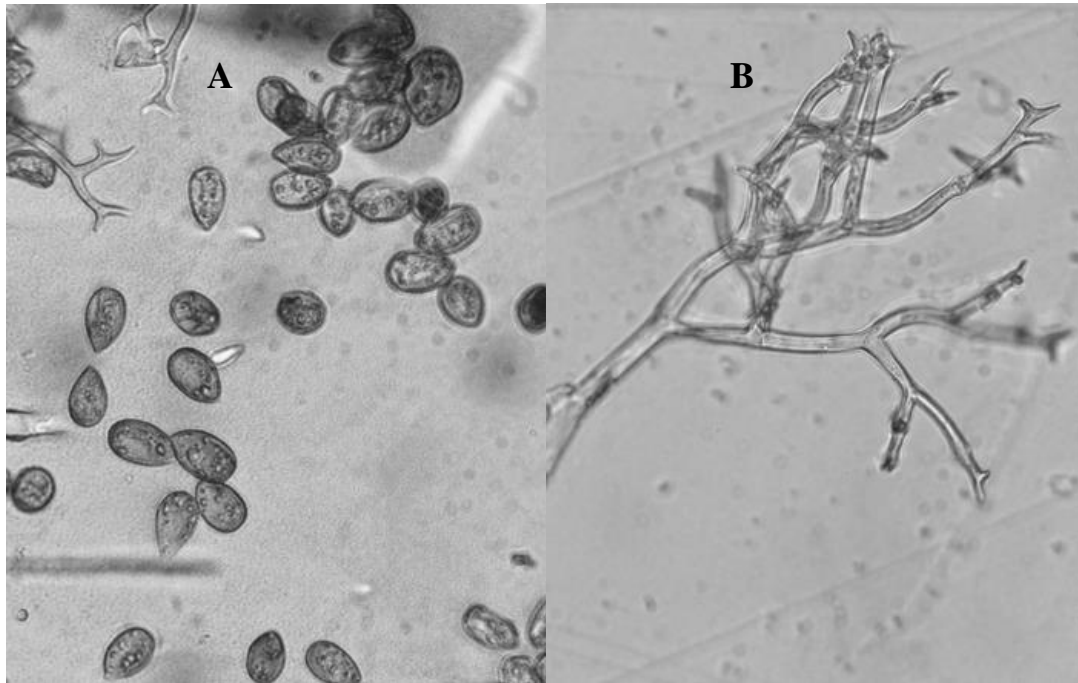


Figura 3. Estructuras reproductivas (esporangios) de *P. tabacina* (A) y esporangióforos en forma de árbol (B).

Aunque en el presente estudio no se consideró el efecto del clima sobre el desarrollo del moho azul, existen estudios que indican que en días nublados y húmedos la enfermedad se desarrolla rápidamente y de forma severa, mientras que en días soleados y secos se detiene su desarrollo. Los esporangióforos producen pequeñas unidades reproductivas llamadas esporangios. Estos son de primordial importancia para la propagación y el desarrollo del moho azul en el tabaco. En las lesiones se producen miles de esporangios. Cuando el moho azul se presenta, si las plantas de tabaco no son tratadas con fungicidas, el ciclo puede repetirse rápidamente varias veces durante la temporada de crecimiento, por lo tanto, se considera una enfermedad policíclica. Esto puede causar una gran epidemia, causando la infección de muchas plantas. La enfermedad se controla mediante la aplicación de fungicidas, pero a veces el desarrollo espontáneo de la enfermedad se detiene debido a las condiciones de clima seco (Krsteska *et al.*, 2015).

La intensidad de moho azul se estimó en términos de incidencia y severidad durante 69 días después del trasplante y a continuación se describen los principales hallazgos relacionados a estos dos parámetros epidemiológicos en el patosistema *Nicotiana tabacum* – *Peronospora tabacina*.

4.1.2. Incidencia de moho azul

El análisis de varianza detectó diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.0001$; $\alpha = 0.05$). En el tratamiento T4-MF (manejo de la finca) se observó el menor valor promedio de incidencia de moho azul con 43%, mientras que en los tratamientos T1-750, T2-850 y T3-1000 se obtuvieron los mayores valores de incidencia con 50%, 50% y 49% por tanto no se diferenciaron estadísticamente. El tratamiento T4-MF se diferenció estadísticamente de los otros tres tratamientos. Estos resultados obtenidos se debieron a que en el T4-MF se hizo rotación de cinco fungicidas y los intervalos de aplicación eran cada tres días, mientras que en los tratamientos designados por el fungicida Cabrio Team 18.7 WG solo se le realizaron tres aplicaciones (Figura 4).

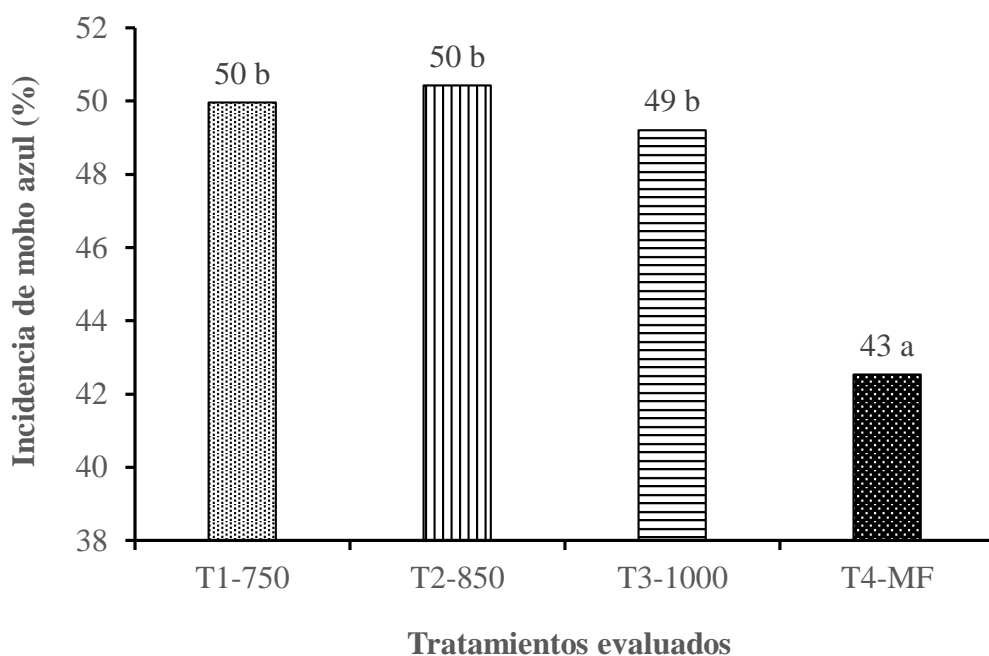


Figura 4. Incidencia (%) de moho azul en tratamientos con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF).

El análisis de varianza indicó que hubo diferencias significativas ($p < 0.0001$; $\alpha = 0.05$) con respecto al desarrollo de moho a través del tiempo (ddt). El menor valor promedio de incidencia se observó a los 27 ddt y el mayor valor de incidencia se presentó a los 69 ddt cuando finalizó la evaluación. La curva de progreso de moho azul a través del tiempo describió una forma sigmoide, la cual es típica de una enfermedad policíclica (Figura 5).

En enfermedades policíclicas tales como el moho azul, durante períodos de clima favorable para su desarrollo, el patógeno *P. tabacina* puede completar su ciclo de vida en 10 días o menos (Heist *et al.*, 2004; Lucas, 1980). Los esporangios que se producen en las hojas y tallos de las plantas infectadas, sirven como inóculo primario y secundario. El patógeno puede producir hasta 1×10^6 esporangios cm^2 de tejido foliar, lo cual puede contribuir a la devastación completa de las plantaciones de tabaco infectadas (Lucas, 1980). Aunque estos esporangios tienen una vida relativamente corta y pueden ser eliminados por factores ambientales como la luz ultravioleta, se ha reportado que viajan largas distancias y causan infecciones a varios cientos de kilómetros de su sitio de origen (Aylor *et al.*, 1982; Heist *et al.*, 2004). Por estas razones, es fundamental la reducción o eliminación de la producción de esporangios para un control más efectivo de la enfermedad.

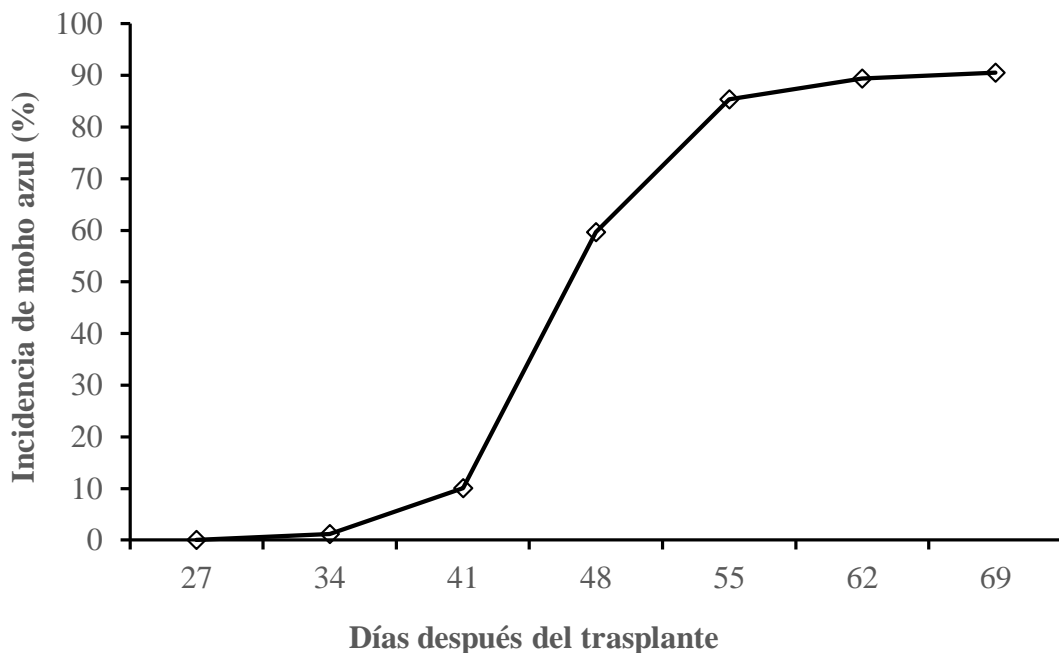


Figura 5. Curva de progreso de la incidencia de moho azul en el tiempo, manejado con el fungicida Cabrio Team 18.7 WG y otros fungicidas.

El análisis de varianza detectó diferencias significativas ($p = 0.0001$; $\alpha = 0.05$) entre días después del trasplante (ddt) y tratamientos (T1-750, T2-850, T3-1000 y T4-MF). Los síntomas más evidentes se presentaron a los 34 ddt en los tratamientos T1-750 (1%), T3-1000 (1%) Y T4-MF (3%). La incidencia se incrementó gradualmente a medida que transcurrieron los ddt, observándose una incidencia muy similar en todos los tratamientos hasta los 41 ddt. Después de este período, la incidencia se incrementó de manera abrupta en los tratamientos T1-750, T2-850 y T3-1000 alcanzando 69%, 68% y 62% respectivamente. Al final del periodo de evaluación (69 ddt), casi todos los tratamientos, a excepción del T4-MF, sobrepasaron el 90% de incidencia; estos resultados son debido a que la última aplicación del fungicida Cabrio Team 18.7 WG designado a los tratamientos T1-750, T2-850 y T3-1000 se realizó a los 25 ddt, ejerciendo buen control de la enfermedad hasta los 34 ddt, mientras en el T4-MF las aplicaciones fueron constante hasta que finalizó el ciclo del cultivo (Cuadro 4).

Cuadro 4. Promedio de incidencia (%) de moho azul manejado con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF).

Tratamiento	Días después del trasplante						
	27	34	41	48	55	62	69
T1-750	0 a	1 a	11 a	69 c	89 e	90 e	90 e
T2-850	0 a	0 a	11 a	68 c	91 e	92 e	92 e
T3-1000	0 a	1 a	9 a	62 c	90 e	92 e	92 e
T4-MF	0 a	3 a	10 a	40 b	72 cd	84 de	89 e

4.1.3. Severidad de moho azul

El análisis de varianza detectó diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.0001$; $\alpha = 0.05$). En el tratamiento T4-MF (manejo de la finca) se observó el menor valor promedio de severidad de moho azul con 0.89%, mientras que en el tratamiento T3-1000 se observó el mayor valor promedio de severidad con 1.76% y no se diferenciaron estadísticamente de los tratamientos T1-750 y T2-850 ya que obtuvieron valores similares. El tratamiento T4-MF se diferenció estadísticamente de los otros tres tratamientos (Figura 6).

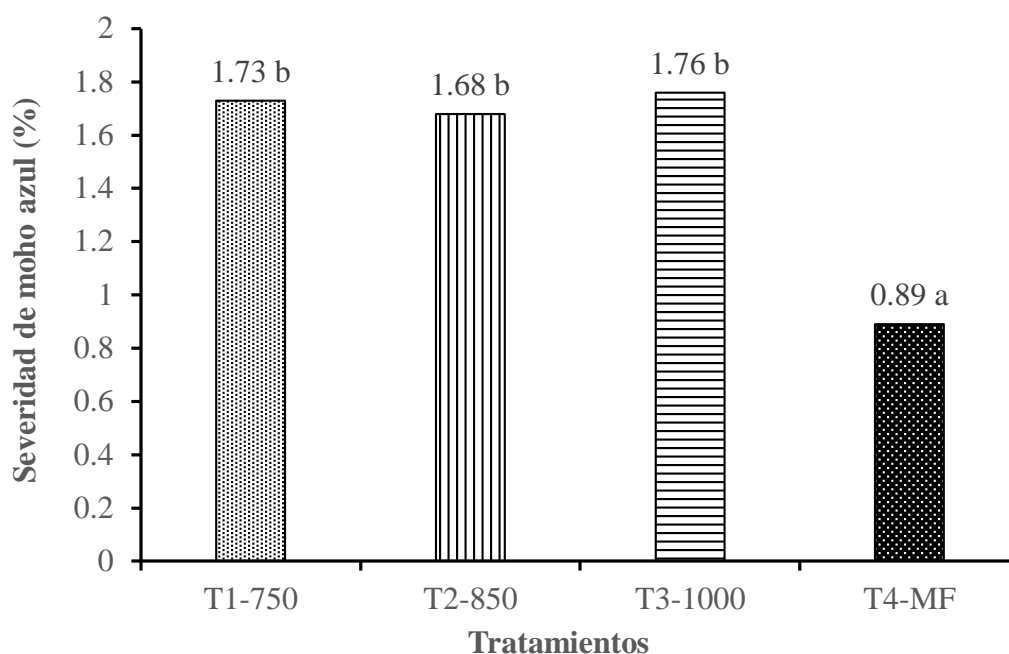


Figura 6. Promedio de severidad (%) de moho azul manejado con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF).

El análisis de varianza indicó que hubo diferencias significativas ($p < 0.0001$; $\alpha = 0.05$) con respecto al desarrollo de moho azul a través del tiempo (ddt). Mostrando valores de 0% de severidad a los 27 ddt lo cual nos indica que el desarrollo de la enfermedad en ese tiempo no estuvo presente, llegándose a observar los menores promedio de severidad hasta los 34 ddt y el mayor valor promedio de severidad se presentó a los 55 ddt. La curva de progreso de moho azul a través del tiempo describió una forma bimodal, esto se debió a que los puntos fijos de muestreo empezaron a ser removidos a los 62 ddt debido al corte de los dos primeros pares de hojas de la parte inferior de la planta (Figura 7).

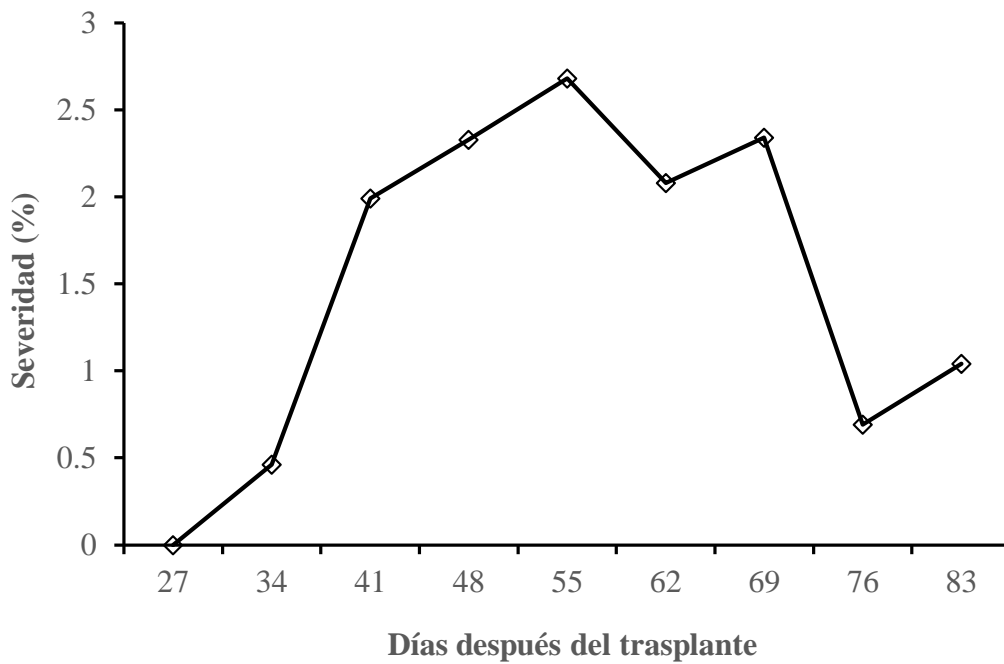


Figura 7. Curva de progreso de la severidad de moho azul en el tiempo, manejado con el fungicida Cabrio Team 18.7 WG y otros fungicidas.

El análisis de varianza detectó diferencias significativas ($p = 0.0001$; $\alpha = 0.05$) entre días después del trasplante (ddt) y tratamientos. El tratamiento T3-1000 presentó los mayores promedios de severidad a través del tiempo (ddt) cuyo punto máximo fue de 3.20% a los 55 ddt. El tratamiento con el menor valor promedio fue el T4-MF obteniendo valores máximos de 1.55% a los 55 ddt llegando a declinar hasta en un 0.50% a los 76 ddt (Figura 8).

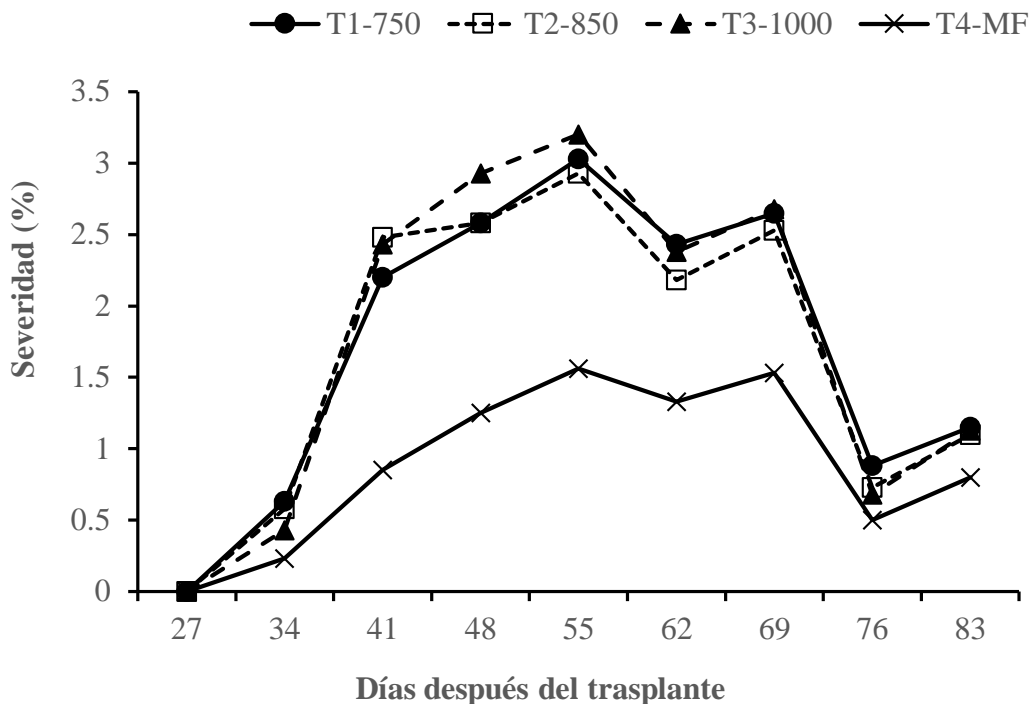


Figura 8. Promedio de severidad (%) de moho azul manejado con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF). Con intervalos de 7 días desde los 27 DDT hasta los 83 ddt.

4.1.4. Área bajo la curva de progreso de moho azul (ABCPMA)

El análisis del ABCPMA para la incidencia detectó diferencias significativas entre tratamientos y entre repeticiones ($p < 0.0001$; $\alpha = 0.05$). El valor más alto del ABCPMA se observó en el tratamiento T2-850 con 2150 %-días y el menor valor se presentó en el tratamiento T4-MF con 1774 %-días. En los tratamientos T1-750 y T3-1000, los valores del ABCPMA fueron 2134 %-días y 2091 %-días respectivamente, diferenciándose estadísticamente el T4-MF de los demás tratamientos; estos resultados son debido a que la última aplicación del fungicida Cabrio Team 18.7 WG designado a los tratamientos T1-750, T2-850 y T3-1000 se realizó a los 25 ddt, ejerciendo buen control de la enfermedad hasta los 34 ddt, mientras en el T4-MF las aplicaciones fueron constante hasta que finalizó el ciclo del cultivo, por tanto ese tratamiento acumuló los menores valores de incidencia a través del tiempo (Figura 9).

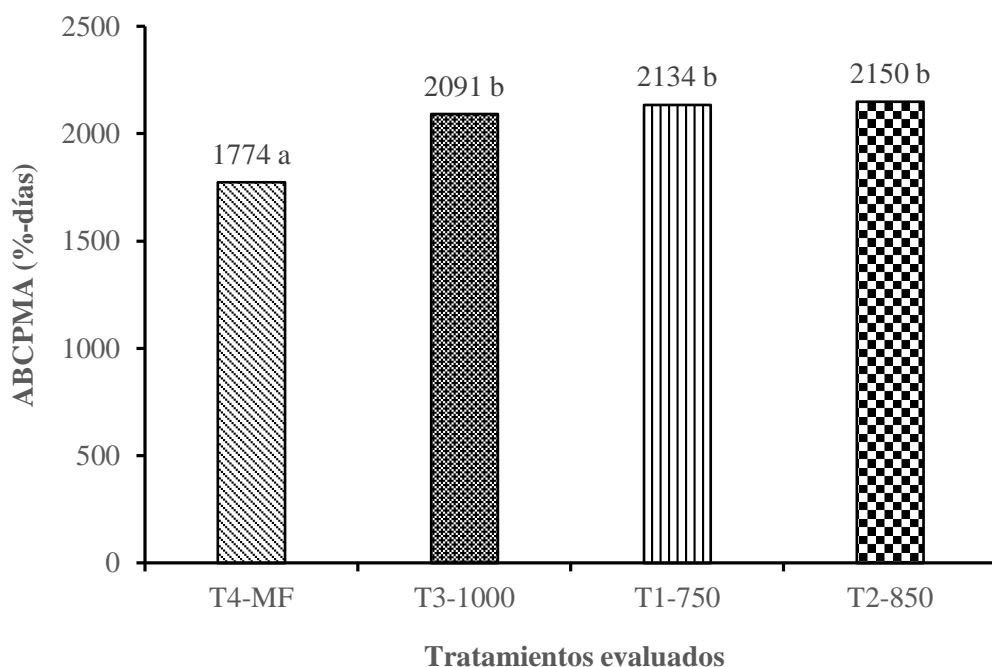


Figura 9. Área bajo la curva de progreso de moho azul (ABCPMA) para los tratamientos con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF).

El análisis para el ABCPMA detectó diferencias significativas ($p = 0.0001$; $\alpha = 0.05$) entre días después del trasplante (ddt) y tratamientos (T1-750, T2-850, T3-1000 y T4-MF). Los valores de incidencia del ABCPMA a los 34 ddt fueron 3 %-días en el tratamiento T1-750, 1 %-días en el tratamiento T2-850, 3 %-días en el tratamiento T3-1000 y 11 %-días en el tratamiento T4-MF.

Los valores del ABCPMA se incrementaron gradualmente a medida que transcurrieron los ddt, observándose una incidencia muy similar a los 41 ddt en todos los tratamientos. Después de este período, la incidencia se incrementó de manera abrupta en los tratamientos T1-750, T2-850 y T3-1000 alcanzando 282 %-días, 275 %-días y 245 %-días respectivamente.

El incremento de la enfermedad continuó avanzando a medida que transcurrieron los ddt, evidenciándose a los 55 ddt un incremento de la enfermedad en los cuatro tratamientos en estudio, pero con mayor aumento en los tratamientos T1-750, T2-850 y T3-1000 obteniéndose valores del ABCPMA de 530 %-días. La enfermedad continuó incrementando a medida que transcurrieron los ddt, obteniéndose valores similares entre

los 62 y 69 ddt en casi todos los tratamientos, a excepción del T4-MF, sobrepasando valores del ABCPMA de 620 %-días (Figura 10).

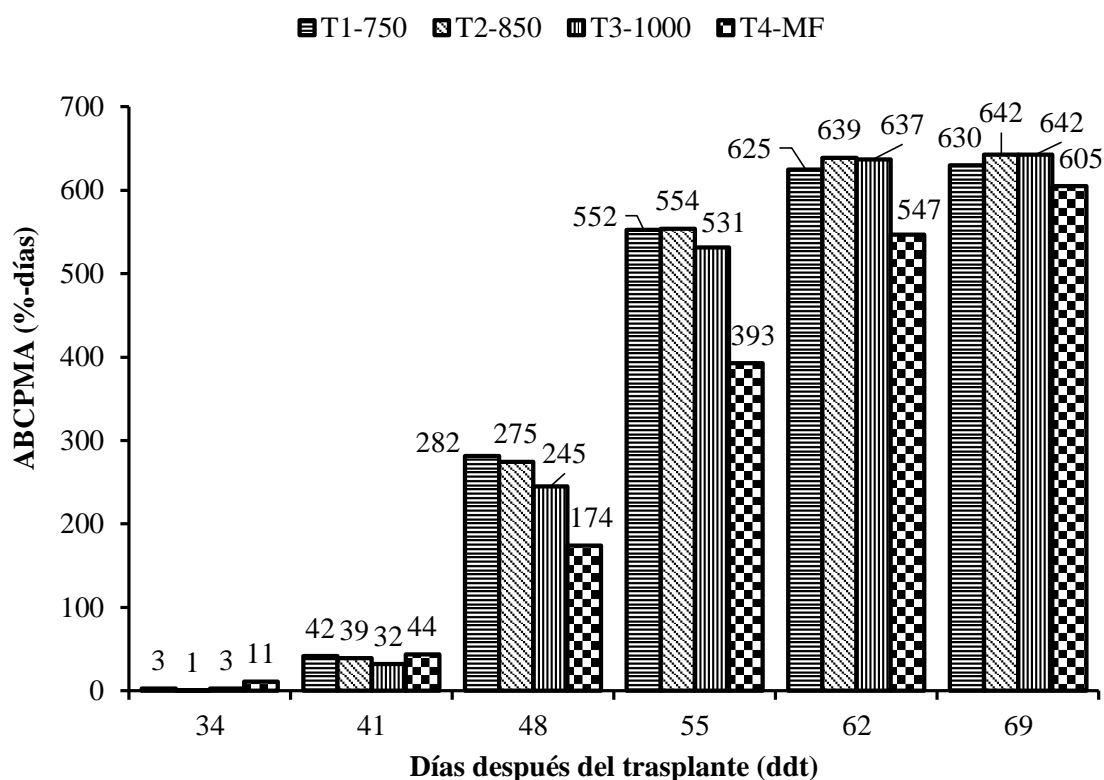


Figura 10. Área bajo la curva de progreso de moho azul (ABCPMA) para la interacción tratamientos \times días después del trasplante (ddt).

El análisis del ABCPMA para la severidad detectó diferencias significativas entre tratamientos ($p = 0.0010$; $\alpha = 0.05$) pero no entre repeticiones. El valor más alto del ABCPMA se observó en el tratamiento T3-1000 con 107 %-días y el menor valor se presentó en el tratamiento T4-MF con 54 %-días. En los tratamientos T2-850 y T1-750, los valores del ABCPMA fueron 102 %-días y 105 %-días respectivamente; estos resultados son debido a que la última aplicación del fungicida Cabrio Team 18.7 WG designado a los tratamientos T1-750, T2-850 y T3-1000 se realizó a los 25 ddt, ejerciendo buen control de la enfermedad hasta los 34 ddt, mientras en el T4-MF las aplicaciones fueron constante hasta que finalizó el ciclo del cultivo, por tanto ese tratamiento acumuló los menores valores de severidad a través del tiempo (Figura 11).

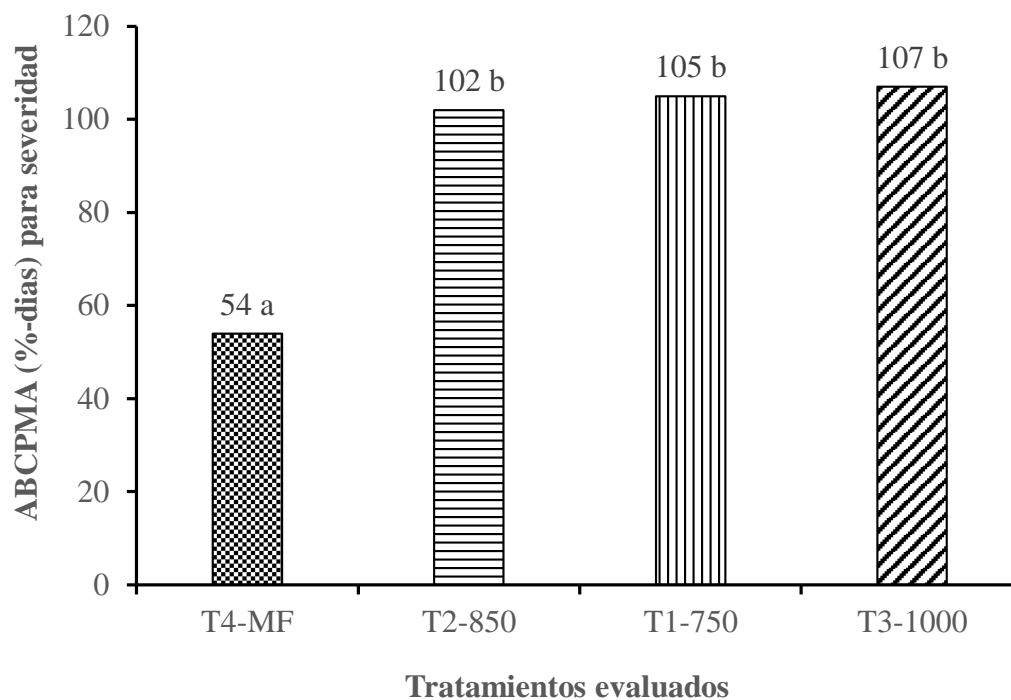


Figura 11. Área bajo la curva de progreso de moho azul para la severidad de moho azul en tratamientos con tres dosis del fungicida Cabrio Team 18.7 WG (T1-750; T2-850 y T3-1000 g en 200 L agua) y un manejo de finca (T4-MF).

Históricamente, el moho azul ha sido controlado por la aplicación oportuna de fungicidas, y poco es diferente hoy en día. El desarrollo relativamente reciente de la resistencia del patógeno al fungicida metalaxil ha tenido un gran impacto en la incidencia y la severidad de la enfermedad (LaMondia y Aylor, 2001).

Los primeros informes de cepas resistentes a metalaxil de *P. tabacina* se reportaron en 1981 y 1982 en Nicaragua. Posteriormente, se reportaron cepas resistentes en México en 1984 y en los Estados Unidos en 1991 (Wiglesworth *et al.*, 1988).

Las poblaciones del patógeno son resistentes a los fungicidas de uso común como el metalaxil y el mefenoxam (Reuveni *et al.*, 1985). El moho azul del tabaco no puede controlarse mediante la rotación de cultivos y solo hay un cultivar de tabaco Burley que es resistente al patógeno (Ristaino *et al.*, 2007).

Algunas investigaciones han demostrado que dos nuevos fungicidas, dimetomorfo y azoxistrobina, y un nuevo compuesto inductor de resistencia, el acibenzolar-s-metilo, son efectivos contra el moho azul del tabaco. Con el uso de azoxystrobina y acibenzolar-s-metilo se han presentado problemas potenciales de fitotoxicidad asociados con el

manchado de la hoja y la reducción de la calidad de la hoja. Actualmente la molécula, dimetomorfo es un ingrediente activo más efectivo y disponible para los productores, pero como es un fungicida con sistemicidad local, la cobertura sigue siendo un problema (LaMondia y Aylor, 2001).

4.1.5. Tasa de incremento de la enfermedad

El modelo que mejor ajustó los datos de progreso temporal de la enfermedad fue el modelo de Gompertz, por lo tanto permitió conocer la tasa de progreso de la enfermedad o la velocidad del progreso temporal de la enfermedad. Los criterios que se tomaron en cuenta para seleccionar el modelo gompers fueron valores altos del coeficiente de determinación (R^2) y valores bajos del cuadrado medio del error (CME) (Cuadro 5). Los valores obtenidos en los otros modelos (exponencial, monomolecular y logístico) se encuentran en el Anexo 4.

Cuadro 5. Criterios para la selección del modelo Gompertz como el modelo que mejor ajustó los datos del progreso temporal de moho azul en el cultivo de tabaco cv. Habano 98.

Tratamientos	R^2	CME	Taza de incremento de la enfermedad (pendiente)
T1-750	0.93	0.10	0.11
T2-850	0.96	0.08	0.13
T3-1000	0.96	0.08	0.12
T4-MF	0.96	0.07	0.11

4.2. Patrón espacial del moho azul en el cultivar Habano Criollo 98

La enfermedad moho azul presentó un patrón espacial agregado en los tratamientos donde se usó el fungicida Cabrío Team 18.7 WG, mientras que en el tratamiento que consistía en el manejo de la finca, la enfermedad se comportó de forma aleatoria en las parcelas y a través del tiempo; esto se debe a que en las parcelas designadas al fungicida cabrio team 18.7 WG la enfermedad estaba distribuida en casi todas las plantas por que no presento buen control de la enfermedad, mientras que en las parcelas tratadas con el T4-MF hubo mejor control de la enfermedad, lo que indica que las plantas con presencia del patógeno estaban distribuidas en toda la parcela, presentando así un patrón espacial aleatorio (Cuadro 6).

El conocimiento de los patrones espaciales de las enfermedades y sus patógenos es fundamental, ya que brindan información muy valiosa en relación a las fuentes y cantidad de inóculo que pueden conducir al desarrollo de epidemias severas en diferentes cultivos (Navas-Cortés et al., 2008), y en el patosistema *Nicotiana tabacum* – *Peronospora tabacina*, por consiguiente, no es la excepción.

En el presente estudio, se encontró una relación entre los mayores niveles de incidencia de moho azul con el patrón espacial de tipo agregado (Cuadro 6). Esta relación permitirá localizar de forma anticipada los focos infecciosos de la enfermedad, facilitando de esta manera las acciones de monitoreo y el direccionamiento de las medidas de control hacia los puntos de contagio. Estos patrones agregados de enfermedad han sido encontrados también en otros patosistemas (Ramírez-Dávila et al., 2011; Ramírez-Dávila et al., 2014).

Cuadro 6. Parámetro de dispersión utilizado para estimar el patrón de dispersión de moho azul en el cultivo de tabaco.

Parámetros de dispersión	T1-750	T2-850	T3-1000	T4-MF
Media muestral (\bar{x})	5.1	6.5	6.1	6
Varianza muestral (s^2)	16.3	19.9	16.1	14.7
Índice de dispersión (ID)	3.2	3.1	2.6	2.4
P (χ^2) del ID	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Binomial negativa (BN)	25.7	45.4	34.2	-
Distribución Poisson	-	-	-	110.4
P (χ^2) de la BN	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Patrón de dispersión	Agregado	Agregado	Agregado	Aleatorio

4.3. Rendimiento de tabaco Habano Criollo 98

Los resultados obtenidos en el análisis de varianza sobre el peso fresco, demuestra que no hay diferencia estadística entre los tratamientos ($p > 0.1870$; $\alpha = 0.05$), sin embargo el tratamiento T4-MF es el que obtuvo mejores resultados, con un peso de 4509 kg ha⁻¹, colocando en segundo lugar al tratamiento T3-1000 con un peso de 4449 kg ha⁻¹, y en tercer lugar se encuentra el tratamiento T1-750 con un peso de 4323 kg ha⁻¹ y en último lugar con el menor rendimiento el tratamiento T2-850 con un peso de 4202 kg ha⁻¹.

El análisis de varianza detectó diferencias significativas entre días después del trasplante para rendimiento ($p < 0.0001$; $\alpha = 0.05$). El mayor valor de rendimiento se observó a los 90 ddt con un rendimiento de 6634 kg ha⁻¹, y el menor valor de rendimiento se obtuvo a

los 62 ddt con un peso de 3042 kg ha⁻¹. Se obtuvieron valores de rendimientos intermedios a los 66 ddt y 70 ddt con rendimientos de 4178 kg ha⁻¹ y 3629 kg ha⁻¹ respectivamente; en estos resultados se puede observar que a medida de que transcurren los días después del trasplante (ddt) el rendimiento tiende a aumentar, esto es debido que a mayores ddt las hojas del tabaco adquieren mayor tamaño por tanto reflejara un mayor peso (Figura 12).

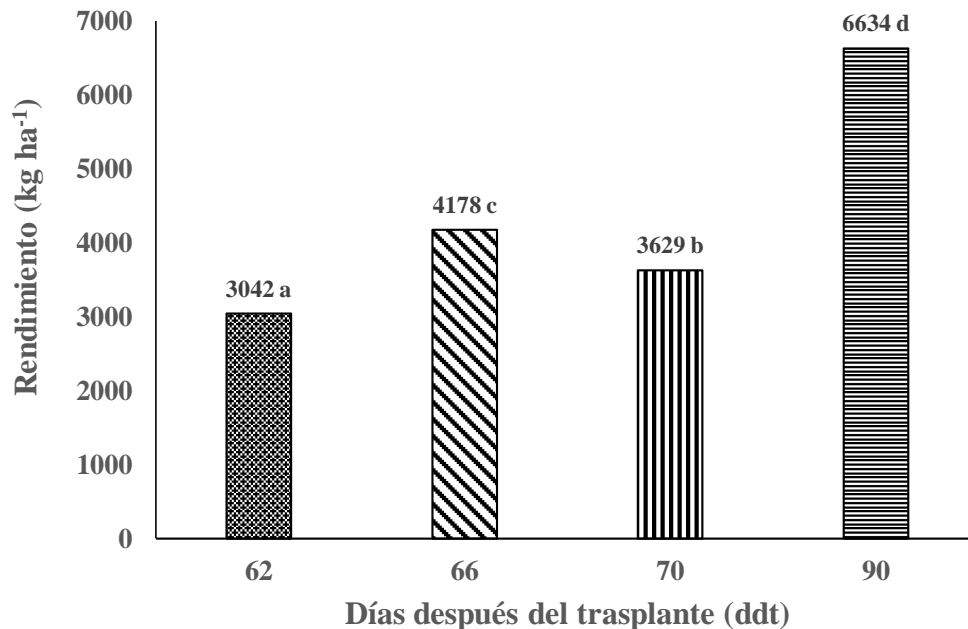


Figura 12. Valores de rendimiento promedio de peso fresco en (kg ha⁻¹) de tabaco cv. Habano criollo 98 a través del tiempo.

Aunque no se observó diferencias significativas en la interacción ddt × tratamientos ($p = 0.4806$; $\alpha = 0.05$), sin embargo, se pudo constatar que a medida que transcurrió el tiempo, el peso fresco tuvo una tendencia a aumentar en cada uno de los tratamientos evaluados; en estos resultados se puede observar que a medida de que transcurren los días después del trasplante (ddt) el rendimiento en peso fresco tiende a aumentar en cada uno de los tratamientos, esto es debido que a más ddt las hojas del tabaco adquieren mayor tamaño por tanto reflejara un mayor peso en los tratamientos (Cuadro 7).

Cuadro 7. Peso fresco (kg ha⁻¹) obtenido en cada uno de los tratamientos evaluados a través del tiempo (ddt).

Tratamiento	Días después del trasplante			
	62	66	70	90
T1-750	3325 abc	4030 cd	3435 abc	6503 e
T2-850	2778 a	3914 bcd	3656 abcd	6460 e
T3-1000	3178 abc	4177 cd	3693 abcd	6750 e
T4-MF	2888 ab	4593 d	3730 abcd	6823 e

Los resultados obtenidos en el análisis de varianza sobre el peso seco, demuestra que no hay diferencia estadística entre los tratamientos ($p > 0.1449$; $\alpha = 0.05$), sin embargo el tratamiento T4-MF es el que obtuvo mejores resultados, con un peso de 433 kg ha⁻¹, colocando en segundo lugar al tratamiento T1-750 con un peso de 375 kg ha⁻¹, y en tercer lugar se encuentra el tratamiento T3-1000 con un peso de 369 kg ha⁻¹ y en último lugar con el menor rendimiento el tratamiento T2-850 con un peso de 343 kg ha⁻¹.

El análisis de varianza detectó diferencias significativas entre días después del trasplante para el rendimiento en peso seco del tabaco en kg ha⁻¹ ($p < 0.0001$; $\alpha = 0.05$). El mayor valor de rendimiento se observó a los 90 ddt con un rendimiento de 996 kg ha⁻¹, y el menor valor de rendimiento se obtuvo a los 62 ddt con un peso de 139 kg ha⁻¹. Se obtuvieron valores de rendimientos intermedios a los 66 ddt y 70 ddt con rendimientos de 143 kg ha⁻¹ y 242 kg ha⁻¹ respectivamente (Figura 13).

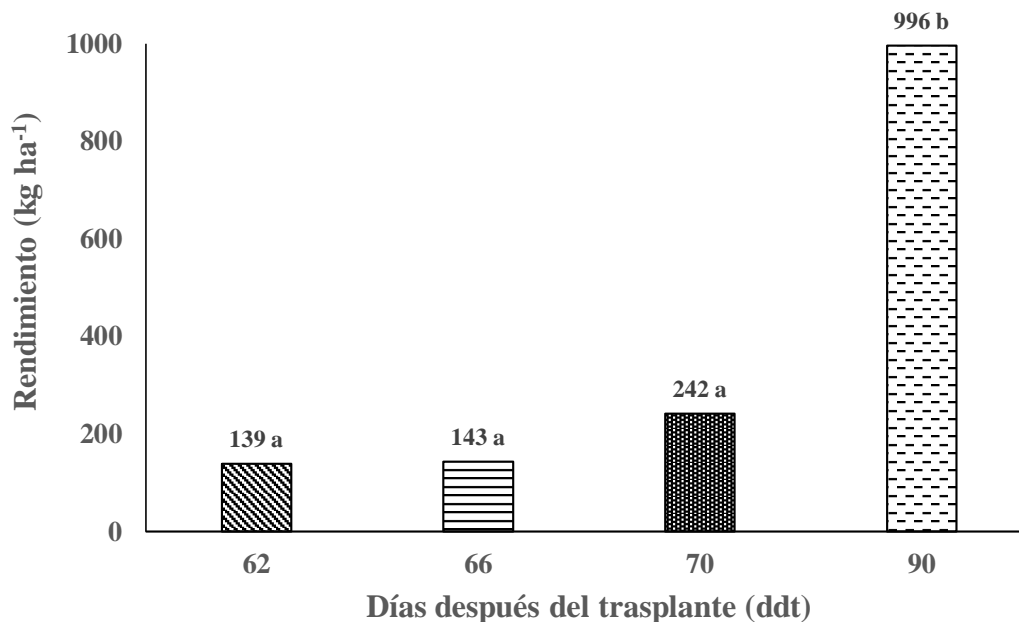


Figura 13. Valores de rendimiento promedio de peso seco (kg ha⁻¹) de tabaco cv. Habano criollo 98 a través del tiempo (ddt).

En un estudio llevado a cabo por Benavides González *et al.*, (2007), encontraron que el rendimiento más alto en la variedad de tabaco Habano 98 se obtuvo a los 86 ddt con 758.68 kg ha⁻¹, mientras que en la variedad Habano Criollo el rendimiento fue de 562 kg ha⁻¹ en el mismo período de tiempo. En el presente estudio, los mayores rendimientos se observaron a los 90 ddt con 996 kg ha⁻¹ en la variedad Habano Criollo 98, por lo cual estas dos investigaciones difieren en sus resultados.

Aunque no se observó diferencias significativas en la interacción ddt × tratamientos ($p = 0.4806$; $\alpha = 0.05$), sin embargo, se pudo constatar que a medida que transcurrió el tiempo, el peso seco tuvo una tendencia a aumentar en cada uno de los tratamientos evaluados (Cuadro 8).

Cuadro 8. Peso seco (kg ha⁻¹) obtenido en cada uno de los tratamientos evaluados a través del tiempo (ddt).

Tratamiento	Días después del trasplante			
	62	66	70	90
T1-750	134 a	118 a	179 a	1071 b
T2-850	110 a	141 a	236 a	885 b
T3-1000	109 a	122 a	230 a	1017 b
T4-MF	205 a	192 a	324 a	1010 b

Se podrían introducir algunas prácticas importantes para controlar el moho azul del tabaco. Estos incluyen hacer que el ambiente sea menos favorable para que el patógeno sobreviva e infecte el tabaco, mantener el patógeno fuera del tabaco y el área el mayor tiempo posible haciendo aplicaciones de fungicidas para proteger las plantas cuando son más vulnerables y administrar el cultivo para cosechar rápidamente (Borrás-Hidalgo *et al.*, 2010). El empleo de la resistencia de la planta huésped es el método más económico y ambientalmente sostenible para controlar el moho azul. Sin embargo, la resistencia natural dentro de *Nicotiana tabacum* es generalmente muy baja (Rufty, 1989).

El desarrollo de tecnologías económica y ecológicamente viables para mejorar la productividad y la calidad, la reducción de sustancias nocivas y el desarrollo de productos de valor agregado a partir del tabaco son los temas claves que requieren intervenciones científicas innovadoras. Las plantas de tabaco se pueden usar para la obtención de biomoléculas importantes, por ejemplo, antibióticos, vacunas, tratamiento del cáncer, otros medicamentos, sustitutos de la sangre, plásticos biodegradables, enzimas industriales y solventes a través de la ingeniería genética. También se están explorando plantas de tabaco genéticamente modificadas para limpiar los suelos contaminados alrededor de las fábricas de armas y los depósitos de municiones (Sarala *et al.*, 2013).

En vista de los temores sobre el uso del tabaco, existe la necesidad de explotar el cultivo de tabaco para usos alternativos a través de iniciativas políticas, la reorientación de los esfuerzos de investigación y la creación de una colaboración efectiva con la industria.

V. CONCLUSIONES

- El examen microscópico que se realizó a nivel de laboratorio con los síntomas más evidentes de la enfermedad, demostró que las estructuras observadas eran de *Peronospora tabacina*.
- El tratamiento que ejerció un efecto negativo sobre el progreso temporal del moho azul en el cultivo de tabaco fue el T4-MF o manejo de finca, ya que los valores de incidencia, severidad, ABPCE y la tasa de incremento de la enfermedad fueron más bajos en ese tratamiento.
- El patrón espacial de moho azul se comportó de forma agregada en las parcelas tratadas con el fungicida Cabrio Team 18.7 WG, mientras que en el tratamiento que consistía en el manejo de finca, se comportó de forma aleatoria.
- Los valores promedios de rendimiento en peso seco (kg ha^{-1}) fueron mayores en las parcelas que se designaron como T4-MF o manejo de la finca.

VI. RECOMENDACIONES

- Realizar rotaciones del fungicida Cabrio Team 18.7 WG con otros fungicidas con diferente modo de acción.
- Monitorear constantemente la enfermedad para garantizar mayor eficacia y eficiencia al momento de hacer las aplicaciones.
- Hacer buen manejo de los restos de plantas de tabaco que quedan en el campo después de la cosecha, ya que estos sirven como fuente de inóculos para futuras plantaciones.

VII. LITERATURA CITADA

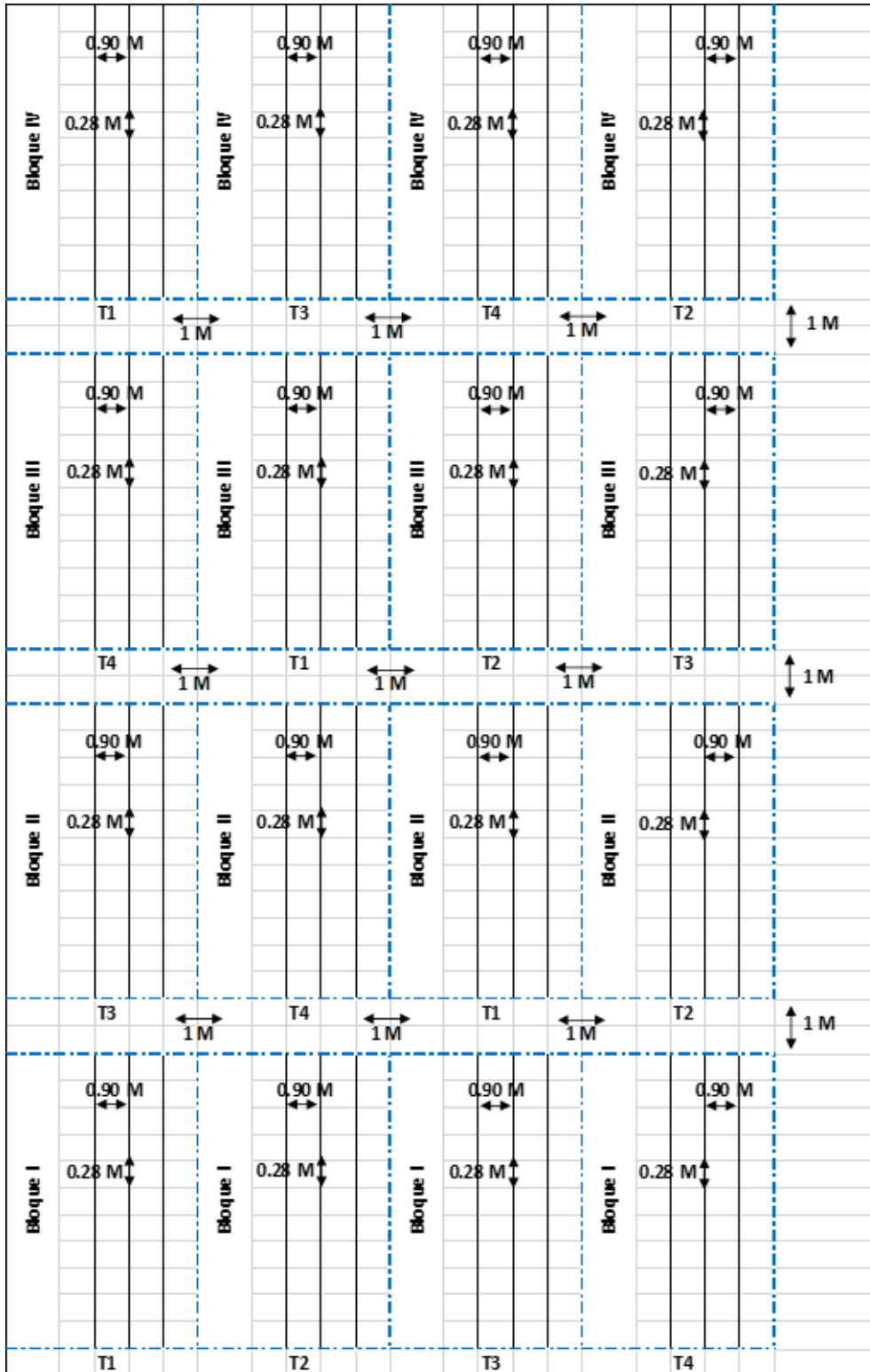
- Aylor, D. E., Taylor, G. S., and Raynor, G. S. 1982. Long-range transport of tobacco blue mold spores. *Agricultural Meteorology* 27:217-232.
- Aylor, D.E. 1986. A framework for examining inter-regional aerial transport of fungal spores. *Agricultural and Forest Meteorology* 38:263-288.
- Banco Central de Nicaragua (BCN). 2018. El Tabaco. *Revista de Comercio Exterior*. Fecha de acceso: 06 de diciembre 2018. <https://www.bcn.gob.ni/>
- Benavides-Gonzalez, A., Marín-Fernández, V., y Ortéz-Rodríguez, R. 2007. Estudio de tres densidades de siembra sobre el rendimiento industrial de tres variedades de tabaco Habano (*Nicotiana tabacum* L.) en el municipio de Condega, Estelí. *La Calera* 7:49-53.
- Borrás-Hidalgo, O., Thomma, B.P.H.J., Silva, Y., Chacón, O., and Pujol, M. 2010. Tobacco blue mould disease caused by *Peronospora hyoscyami* f. sp. *Tabacina*. *Molecular Plant Pathology* 11:13-18.
- Campbell, C.L., and Madden, L.V. 1990. *Introduction to Plant Disease Epidemiology*. United States of America. John Wiley & Sons, Inc. 532 p.
- Centro de Trámite de Exportaciones (CETREX). 2018. Comparativo de los principales productos exportados. Fecha de acceso: 15 de enero 2019. <https://www.cetrex.gob.ni/>
- Costa, M.G., Barbosa, J.C., Yamamoto, P.T., Leal, R.M. 2010. Spatial distribution of *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae) in citrus orchards. *Scientia Agricola (Piracicaba, Brazil)* 67:546-554.
- Davis, J. M., and Monahan, J. F. 1991. Climatology of air parcel trajectories related to the atmospheric transport of *Peronospora tabacina*. *Plant Disease* 75:706-711.
- Heist, E.P., Nesmith, W.C., and Schardl, C.L. 2002. Interactions of *Peronospora tabacina* with roots of *Nicotiana* spp. in Gnotobiotic Associations. *Phytopathology* 92:400-405.
- Heist, E. P., Zaitlin, D., Funnell, D. L., Nesmith, W. C., and Schardl, C. L. 2004. Necrotic lesion resistance induced by *Peronospora tabacina* on leaves of *Nicotiana obtusifolia*. *Phytopathology* 94:1178-1188.
- James, W.C. 1974. Assessment of plant diseases and losses. *Annual Review of Phytopathology* 12:27-48.
- Khan, Z.H., Gul, H., Akber, H., Khan, K., Khan, M.Y., Ikramullah, and Farooq Shah, F. 2008. Yield and quality of flue-cured virginia tobacco, *Nicotiana tabacum* L., as affected by different levels of fco-micron and boron. *Sarhad Journal of Agriculture* 24:211-216.

- Krsteska, V., Dimeska, V., Stojkov, S., Stojanoski, P. 2015. *Peronospora tabacina* A., the causing agent of blue mold disease on tobacco. *Bulgarian Journal of Agricultural Science* 21:126-133.
- LaMondia, J.A., and Aylor, D.E. 2001. Epidemiology and management of a periodically introduced pathogen. *Biological Invasions* 3:273-282.
- LaMondia, J. A., and Horvath, R. 2001. Evaluation and comparison of spray coverage on Connecticut cigar wrapper tobacco. *Tobacco Science* 45:1-5.
- LaMondia, J. A. 2008. Actigard increases fungicide efficacy against tobacco blue mold. *Plant Disease* 92:1463-1467.
- Lucas, G.B. 1980. The war against blue mold. *Science (Washington, DC)* 210:147-153.
- Muñoz García, B.L., y González Guardiola, Y. 2009. *Peronospora hyoscyami* f. sp. *tabacina*: Variabilidad morfológica en esporangios de aislados (II). *Fitosanidad* 13:253-257.
- Navas-Cortés, J.A., Landa, B.B., Mercado-Blanco, J., Trapero-Casas, J.L., Rodríguez-Jurado, D., Jiménez-Díaz, R.M. 2008. Spatiotemporal analysis of spread of infections by *Verticillium dahliae* pathotypes within a high tree density olive orchard in southern Spain. *Phytopathology* 98:167-180.
- Pavelková, J., Lebeda, A., and Sedláková, B. 2014. Efficacy of fosetyl-Al, propamocarb, dimethomorph, cymoxanil, metalaxyl and metalaxyl-M in Czech *Pseudoperonospora cubensis* populations during the years 2005 through 2010. 2014. *Crop Protection* 60:9-19.
- Ramírez-Dávila, J.F., Sánchez-Pale, J.R., de León, C. 2011. Estabilidad espacio temporal de la distribución del carbón de la espiga del maíz (*Sporisorium reilianum*) en el Estado de México, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 29:1-14.
- Ramírez-Dávila, J.F., Jesús Ricardo Sánchez-Pale, J.R., Figueroa-Figueroa, D.K., y de León, C. Asociación espacial de largo plazo de *Sporisorium reilianum* en el cultivo de maíz. *Revista Mexicana de Micología* 40:38-45.
- Reuveni, M., Nesmith, W., and Siegel, M. R. 1985. A bioassay using detached tobacco leaves to detect the sensitivity of *Peronospora tabacina* to fungicides. *Pesticide Science* 16:244.
- Ristaino, J. B., Johnson, A., Blanco-Meneses, M., and Liu, B. 2007. Identification of the tobacco blue mold pathogen, *Peronospora tabacina*, by polymerase chain reaction. *Plant Disease* 91:685-691.
- Rufty, R.C. 1989. Genetics of host resistance to tobacco blue mold. In: *Blue Mold of Tobacco* (McKeen, W.E. ed.). pp. 141–164. St. Paul, MN: The American Phytopathological Society.
- Sarala, K., Murthy, T.G.K., Prabhakara Rao, K., and Ravisankar, H. 2013. Tobacco Research in India: Trends and Developments. *Agrotechnology* 2:1-4.

- Sokal, R.R. & Rohlf, F.J. 2012. Biometry. 4th Edition. W.H. Freeman. New York. 960
- Shaner, G; Finney, R.E. 1977. The effect of nitrogen fertilization on the expression of slow-mildewing resistance in knox wheat. *Phytopathology* 67:1051-1056.
- Wiglesworth, M.D., Reuveni, M., Nesmith, W.C., Siegel, M.R., Kuc, J., and Juarez, J. 1988. Resistance of *Peronospora tabacina* to metalaxyl in Texas and Mexico. *Plant Disease* 72:964-967.
- Wu, X., Li, D., Bao, Y., Zaitlin, D., Miller, R., and Yang, S. 2015. Genetic dissection of disease resistance to the blue mold pathogen, *Peronospora tabacina*, in tobacco. *Agronomy* 5:555-568.

VIII. ANEXOS

Anexo 1. Plano de campo del experimento donde se evaluaron diferentes fungicidas para el manejo de moho azul (*Peronospora tabacina* Adam).



Anexo 2. Formato para el registro de datos de incidencia de moho azul (*Peronospora tabacina* A.) en la finca San Ramón, Estelí.

Tratamiento	Repetición	NPT	Fechas de evaluación									
T1750	1											
T1750	2											
T1750	3											
T1750	4											
T2850	1											
T2850	2											
T2850	3											
T2850	4											
T31000	1											
T31000	2											
T31000	3											
T31000	4											
T4MF	1											
T4MF	2											
T4MF	3											
T4MF	4											

Anexo 3. Formato para el registro de datos de severidad de moho azul (*Peronospora tabacina* A.)

Fecha: _____ / _____ / _____

	PLANTA 1						PLANTA 2						PLANTA 3						PLANTA 4						PLANTA 5					
	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6
T1R1																														
T2R1																														
T3R1																														
T4R1																														
T3R2																														
T4R2																														
T1R2																														
T2R2																														
T4R3																														
T1R3																														
T2R3																														
T3R3																														
T1R4																														
T3R4																														
T4R4																														
T2R4																														

Anexo 4. Valores de los parámetros de los modelos exponencial (E), monomolecular (M), logístico (L) y gompertz (G) utilizados para estimar la tasa de incremento de la enfermedad moho azul.

Tratamiento	Modelo	r*	R^{2**}	CME***
T1-750	E	0.17	0.33	1.14
	M	0.06	0.79	0.18
	L	0.23	0.80	0.18
	G	0.11	0.93	0.10
T2 - 850	E	0.18	0.33	1.24
	M	0.08	0.74	0.24
	L	0.26	0.85	0.16
	G	0.13	0.96	0.08
T3 - 1000	E	0.17	0.37	1.07
	M	0.07	0.75	0.23
	L	0.24	0.88	0.14
	G	0.12	0.96	0.08
T4 - MF	E	0.14	0.55	0.61
	M	0.06	0.75	0.24
	L	0.20	0.93	0.10
	G	0.11	0.96	0.07

r* = tasa de incremento de la enfermedad (tasa de infección aparente); R^{2**} = coeficiente de determinación; CME*** = cuadrado medio del error.